



**Université Mohammed V
Faculté de Médecine et de Pharmacie de
Rabat**



Année : 2020

THESE N°:19/19 CSVS

**Centre d'Etudes Doctorales des sciences
de la vie et de la santé
Filière : biologie médicale, pathologie humaine
et expérimentale et environnement**

THESE DE DOCTORAT

**LES INTERACTIONS DES FILS ORTHODONTIQUES EN
NICKEL-TITANE AVEC LE MILIEU BUCCAL : ETUDE DE
LA MICROBIOLOGIE ET DE LA BIOCORROSION.**

Présentée et soutenue le 28/12/2020

Par

Asmaa MARDA

MEMBRES DU JURY :

Pr Fatima ZAOUI, PES,

Faculté de Médecine dentaire, Université Mohammed V- Rabat

Président

Pr Loubna BAHJE, PES,

Faculté de Médecine dentaire, Université Mohammed V- Rabat

Directeur de Thèse

Pr Oum Keltoum ENNIBI, PES,

Faculté de Médecine dentaire, Université Mohammed V- Rabat

Rapporteur

Pr A. ZINEDINE, PES,

Faculté des sciences Université Chouaib Dokkali, EL Jadida

Rapporteur

Pr H. BENYAHIA, Pr. agrégé,

Faculté de Médecine dentaire, Université Mohammed V- Rabat

Rapporteur

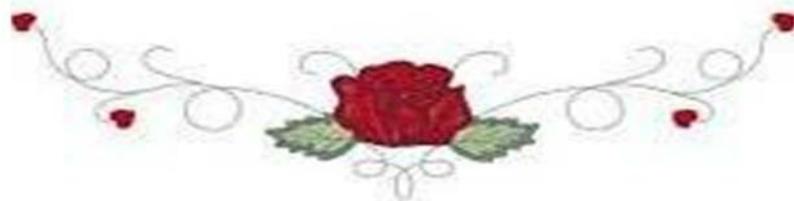
Pr M. ZOUHDI, PES,

Faculté de médecine et de pharmacie. Université Mohammed V. Rabat

Examineur



DÉDICACE



Dédicace

Aucun mot ne pourrait exprimer des sentiments comme la

gratitude,

l'amour, le respect ou la reconnaissance.

C'est avec toute l'ardeur de mes sentiments que je dédie

cette thèse

A La mémoire de ma grand-mère :

FATNA REBBIB

Bien que vous ne soyez plus à nos côtés,
Je sens votre présence, dans mon cœur, mon âme, dans mes souvenirs.

L'amour d'une grand-mère est précieux.

Il est encore là, au fond de moi, dans un endroit chaleureux.

Que Dieu ait votre Âme et l'accueillie dans son vaste paradis

A mes parents,

Aux êtres les plus chers à mon cœur, tous les mots qui existent, ne sauraient exprimer ce que je ressens en vous dédiant ce travail, pour votre amour, votre soutien infaillible au cours de mes études et des épreuves de la vie, pour les valeurs que vous m'avez inculqué. Merci d'avoir cru en moi et de m'avoir permis de devenir celle que je suis aujourd'hui. Votre fierté est ma plus belle récompense.

A mon cher PAPA Abd El karim MARDA

Vous avez toujours été mon école de patience, de confiance, d'espoir et
d'amour.

Vous êtes et vous resterez pour moi ma référence, la lumière qui illumine mon
chemin.

Vous avez toujours eu confiance en moi et vous m'avez offert l'encouragement
et

le soutien tout au long de mes années d'étude.

A ma chère MAMAN Saida ZHAR

Vous avez guetté mes pas, et m'avez couvé de tendresse, votre prière et votre bénédiction m'ont été d'un grand secours pour mener à bien mes études.

Vous m'avez aidé et soutenu pendant de nombreuses années avec à chaque fois une attention renouvelée.

A mon mari, mon compagnon de vie AYYOUB

Pour l'amour et l'affection qui nous unissent.

Pour les sacrifices que tu as faits et pour ton soutien moral que tu n'as cessé d'offrir

Pour la grande patience, l'encouragement et la confiance

Je ne saurais exprimer ma profonde reconnaissance pour le soutien continu dont tu as toujours fait preuve, et surtout dans mes moments de doute et d'angoisse.

Tu m'as toujours encouragé, incité à faire de mon mieux, ton soutien m'a permis de réaliser le rêve tant attendu.

Je prie Dieu le tout puissant de préserver notre attachement mutuel, et d'exaucer tous nos rêves.

A mon fils IYAD ELMIDAOUI,

Je t'ai vu naître et avec toi mes angoisses qui se sont vite dissipées,
en te voyant grandir et devenir un petit bout d'homme sûr de lui rempli de
joie de vivre et de bonheur. Tu m'offres à chaque instant les réponses à mes
questions existentielles et tu donnes un sens délicieux à ma vie. Sois heureux
c'est mon vœu le plus cher.

C'est à toi mon adorable ange, ma joie, mon petit trésor que maman dédie ce
travail pour te dire que tu resteras pour toujours le rayon du soleil qui égaye ma
vie. Je t'aime mon petit prince.

**A ma chère sœur Ilham et son mari Kamal, à ma petite sœur adorée
Hajar et à mon cher frère Mohammed et sa femme Imane**

Quelle chance d'avoir de tels frères et sœurs ! Merci pour tous ces moments
de complicité partagés et ceux à venir ! Votre présence à mes côtés m'est très
précieuse.

A vous tous je dédie cette thèse avec toute mon affection.

A mes adorables neveux Imrane et Bahae Dinne

Je vous dédie ce travail en témoignage de mon profond amour

Que dieu vous bénisse et vous protège

A Mon beau-père M'hammed et ma belle-mère Yamna

Mes beaux-frères Mohammed et Ahmad

ET A Mes belles sœurs : Jihane, Siham, et Nazha

Je profite de la présente occasion pour vous remercier pour tout le soutien, la sympathie et l'amour que vous m'accordez.

Vous êtes un modèle de générosité et de force.

Vous m'avez accueilli les bras ouverts.

Que Dieu le tout puissant vous comble de santé, de bonheur et vous prouve
une

longue vie pleine de joie.

A mes tantes et oncles paternels et leurs conjoints

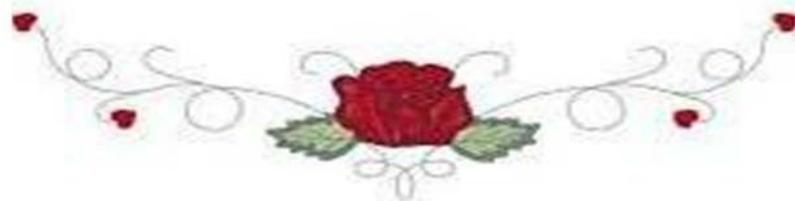
A mes tantes et oncles maternels et leurs conjoints

A mes cousins et cousines

Les expressions me trahissent, et ne peuvent exprimer mon attachement, mon amour et ma gratitude pour vous.

Qu'il me soit permis de vous exprimer à travers ce travail mon grand respect

AVANT-PROPOS



Avant-propos

Ce travail a été réalisé au service d'orthopédie dentofaciale de centre de consultation et de traitement dentaire de Rabat, au laboratoire de bactériologie de l'hôpital Ibn Sina de rabat et au laboratoire des matériaux, Nanotechnologies et Environnement de la faculté de science de Rabat

Je tiens à exprimer mes vifs remerciements :

À Madame le Doyen de la Faculté de Médecine Dentaire de Rabat,

Professeur Nawal BOUYAHIAOUI,

Pour sa générosité et les nombreuses facilités qu'elle n'a cessé d'accorder aux étudiants inscrits en Doctorat.

À Monsieur le Doyen de la Faculté de Médecine et de Pharmacie de

Rabat, le Professeur Mohamed ADNAOUI,

Pour les nombreuses facilités qu'elle n'a cessé d'accorder aux doctorants et chercheurs.

À Monsieur le Professeur Jamal TAOUFIK,

**Vice-Doyen chargé des Affaires Spécifiques à la Pharmacie de la
Faculté de Médecine et de Pharmacie de Rabat, Directeur du Centre
D'études Doctorales des sciences de la vie et de la santé**

Pour son encouragement permanent, sa disponibilité et ses précieux
conseils.

À notre président Madame le Professeur Fatima ZAOUI,

**Professeur à la Faculté de Médecine Dentaire De Rabat et chef de
service de l'Orthopédie Dento- faciale de Centre de Consultation et
Traitement Dentaire de Rabat.**

Vous nous faites un grand honneur en présidant ce jury. Nous vous sommes
sincèrement reconnaissants de votre bienveillance, votre gentillesse tout au long
de ces années. Veuillez trouver dans ce travail l'expression de notre profond
respect et de notre sincère gratitude.

À notre directrice de thèse Madame le Professeur Loubna BAHIJE,

**Professeur à la Faculté de Médecine Dentaire De Rabat et Directrice de ma
thèse,**

Pour toute l'attention et la disponibilité dont vous avez fait preuve durant
ces années d'initiation à la recherche scientifique malgré vos diverses

préoccupations. Merci de m'avoir particulièrement encouragé à surmonter les difficultés rencontrées dans le domaine de la recherche. C'est grâce à Vos suggestions, remarques et critiques que ce travail a pu être effectué. Veuillez trouver Madame dans ces mots l'expression de mes vifs remerciements et de mon profond respect.

À Madame le Professeur Oum Keltoum ENNIBI,

vice-doyen chargé de la recherche scientifique, du partenariat et de la formation continue, Chef de service de Parodontologie, à la Faculté de Médecine Dentaire,

Pour toute l'attention, la générosité de cœur, l'amabilité, la disponibilité, l'encouragement continu, le soutien sans égal que vous donnez pour tous les doctorants et les chercheurs. Je suis particulièrement sensible, pour la bienveillante attention que vous avez accordée à ce travail et pour la participation à ce jury. Veuillez trouver ici le témoignage de toute ma gratitude, ma profonde reconnaissance et ma grande estime.

À Monsieur le Professeur Abdellah ZINEDINE,

Professeur de biologie à la faculté de science, Université Chouaib Doukkali, El-Jadida,

Je vous remercie pour l'honneur que vous me faites en acceptant de juger ce travail. Veuillez trouver ici le témoignage de ma reconnaissance et mon grand respect

À Monsieur le Professeur Hicham BENYAHIA, du Service d'orthopédie dento facial du CCTD de Rabat et de la Faculté de Médecine Dentaire de Rabat,

Pour votre gentillesse, votre bienveillance et votre amabilité à bien vouloir accepter de juger ce travail.

Ce travail a été réalisé au laboratoire de microbiologie de la Faculté de Médecine et de Pharmacie de Rabat, au service de l'orthopédie dentofacial de la Faculté de Médecine Dentaire de Rabat, au service de microbiologie et sérologie à l'hôpital Ibn Sina de Rabat et au laboratoire de corrosion électrochimie de la Faculté des Sciences de Rabat.

Par conséquent, je tiens à remercier profondément :

Monsieur le Professeur Mimoun ZOUHDI,

**Chef de Service du laboratoire de Microbiologie sérologie et hygiène,
Hôpital IBN Sina de Rabat et responsable du laboratoire de microbiologie de
la faculté de Médecine et de Pharmacie de Rabat,**

Pour son amabilité et sa gentillesse d'avoir accepté de m'accueillir au sein de son laboratoire et son support permanent pour la réalisation de ce travail. Je le remercie également d'avoir bien voulu accepter de siéger dans ce jury.

Monsieur le professeur Abdellah GUENBOUR,

Professeur à la Faculté des Sciences de Rabat, Université Mohammed V, et Directeur de Laboratoire de Corrosion et Electrochimie,

Pour son accueil au sein de son laboratoire et sans lui ce travail ne pourrait avoir lieu. Veuillez trouver, dans ces quelques mots, l'expression de mes vifs remerciements et de mon profond respect.

Je tiens à témoigner toute ma reconnaissance à tous les membres et toute l'équipe des laboratoires au sein desquels j'ai travaillé et qui m'ont aidé à accomplir et mener à bien ce travail ; je cite **professeur Karim SOULY, Professeur Maamer YAACOUBI.**

Aussi, je ne saurais oublier, Docteur **Asmae ELMANSARI**, et les doctorantes **Mme. Khadija MOUFLIH** et **Mme Fatima Zahra FARISSI**, pour leurs aides précieuses et pour leurs extrêmes gentillesse. Veuillez trouver, dans

ces quelques mots, l'expression de mes vifs remerciements et de mon profond respect.

Je remercie très sincèrement tous mes collègues de Doctorat : Centre d'études Doctorales des Sciences de la vie et de la Santé.

Je ne peux pas vous citer tous, étudiants - chercheurs, collègues et amis ; je vous dois beaucoup, je ne l'oublie pas. A toutes et à tous, du fond du cœur, merci.

En fin, pour tous ceux qui ont contribué de près ou de loin dans l'élaboration de ce travail, qu'ils trouvent ici l'expression de mes sentiments de reconnaissance.

Un très grand Merci à Tous !

Asmaa MARDA



*TABLE DE
MATIÈRES*

Table des matières

TABLE DE MATIÈRES	16
VALORISATION SCIENTIFIQUE	20
LISTE DES FIGURES	27
LISTE DES TABLEAUX	30
INTRODUCTION GÉNÉRALE	31
PREMIÈRE PARTIE : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE	34
CHAPITRE I : L'ÉCOLOGIE DE LA CAVITÉ BUCCALE	35
1. Généralités	35
2. La salive	35
2.1. Définition	35
2.2. Composition de la salive	35
2.3. pH salivaire	36
3. Le biofilm dentaire.....	36
3.1. Définition	36
3.2. Formation de biofilm.....	36
4. La microbiologie de la cavité buccale.....	39
4.1. Les actinomycètes	40
4.2. Les lactobacilles	41
4.3. Les streptocoques oraux	43
Chapitre II : LES APPAREILLAGES ORTHODONTIQUES	48
1. Généralités	48
2. Les brackets et les bagues dentaires.....	49
3. Les fils orthodontiques.....	50
3.1. Les alliages d'or	50
3.2. Les aciers inoxydables	50

3.3. Les alliages à base de titane	51
3.4. Les fils adaptés à chaque phase de traitement orthodontique.....	52
CHAPITRE III : LA CORROSION ET SES METHODES D’EVALUATION	54
1. La corrosion	54
1.1. Définition	54
1.2. Principe général de la corrosion	54
1.3. Les différentes formes de corrosion des alliages orthodontiques.....	55
1.4. Les effets biologiques de la corrosion	61
2. Les Méthodes d'évaluation de la corrosion	63
2.1. Examen visuel : évaluation du ternissement	63
2.2. Méthodes gravimétriques	63
2.3. Méthodes électrochimiques.....	64
3. La corrosion des fils orthodontiques en milieu buccal.....	67
DEUXIEME PARTIE : ETUDE IN VIVO ET IN VITRO	69
Chapitre I: effet de l'appareillage orthodontique fixe sur la microflore buccle – etude bacteriologique comparative	70
1. Introduction.....	70
2. Matériels et méthodes	70
2.1. Échantillon de patients	70
2.2. Procédures microbiennes salivaires.....	72
2.3. Analyses statistiques	78
3. Résultats.....	78
3.1. Statistiques descriptives de la population étudiée	78
3.2. Aspect macroscopique et microscopique	79
3.3. Fréquence des bactéries isolées.....	80
3.4. Etude statistique comparative.....	84
4. Discussion.....	85

5. Conclusion	87
CHAPITRE II : EFFET DE <i>STREPTOCOQUE MUTANS</i> SUR LA CORROSION DE FILS ORTHODONTIQUE EN NITI	88
1. Introduction.....	88
2. Matériels et méthodes	89
2.1. Matériels	89
2.2. Méthodes.....	93
3. Résultats et discussion	99
3.1. Mesures de potentiel de circuit ouvert (E_{OCP})	99
3.2. Courbes de polarisation.....	100
3.3. Mesures de spectroscopie d'impédance électrochimique	102
3.4. Analyse de surface.....	104
4. Conclusion	106
CONCLUSION GENERALE, ET PERSPECTIVES	108
REFERENCES	111
ANNEXES	122
PUBLICATIONS.....	128
RESUME	131

*VALORISATION
SCIENTIFIQUE*

LISTE DES PUBLICATIONS ET COMMUNICATIONS

LES PUBLICATIONS INTERNATIONALES:

- Evaluation of Changes in Cariogenic Bacteria in a Young Moroccan Population with Fixed Orthodontic Appliances.

A. Marda, S. Elhamzaoui, A. El Mansari, K. Souly, F. Farissi, M. Zouhdi, F. Zaoui, and L. Bahije. *International Journal of Dentistry* Volume 2018, Article ID 5939015, 4 pages.

- The effect of *Streptococcus mutans* on the Corrosion Behavior of Nickel-Titanium Dental Alloys - In Vitro Study.

Asmaa Marda, Khadija Mouflih, Abdelkabar Bellaouchou, Abdallah Guenbour, Asmae Elmansari, Karim Souly, Mimoun Zouhdi, Fatima Zaoui, Loubna Bahije. *Mediterranean Journal of Chemistry*, volume 2019, 8(6), 435-440

- Chemical, electrochemical, and surface study on microbial attack of CoCrMo dental alloy by *Streptococcus mutans*.

K. Mouflih, **A. Marda**, M. Boudalia, A. Bellaouchou, M. Tabyaoui, A. Guenbour, L. Bahije, F. Zaoui, I. Warad, A. Zarrouk. *Journal of bio- and tribo- corrosion*, volume 7, octobre 2020,

LES COMMUNICATIONS ORALES:

- Les effets du port de l'appareillage orthodontique fixe sur la qualité de la microflore orale: étude bactériologique.

Asmaa Marda, Loubna Bahije, Zanzoul Maryem, Wiam Rerhrhaye, Sakina Elhamzaoui, Fatima Zaoui. Les 5^{ème} Journées Scientifiques du CEDocSVS, de l'Université Mohammed V Souissi, Faculté de Médecine et de Pharmacie de Rabat ; les 22-23 Mars 2014.

- Changements microbiologiques qualitatifs chez des porteurs d'appareillages orthodontiques : étude clinique.

A. Marda, K. Souly, S. Elhamzaoui, W. Rerhrhaye, F. Zaoui, L. Bahije. La 5^{ème} journée de la recherche, faculté de médecine dentaire ; le 16 Avril 2015.

 **LE PRIX DE la MEILLEURE PUBLICATION :**

- **Le prix de la meilleure publication pour l'année 2019, l'article est Intitulé :**
« Evaluation of Changes in Cariogenic Bacteria in a Young Moroccan Population with Fixed Orthodontic Appliances » **Université Mohammed V Souissi, Faculté de Médecine Dentaire de Rabat ; le 18 Avril 2019**

*LISTE DES
ILLUSTRATIONS*

LISTES DES ABREVIATIONS

1Angstrôm = 10^{-10} m.

A : Actinomyces

A.cm² : Unité du courant de corrosion

ADA : Association dentaire américaine

ADN : Acide désoxyribonucléique

API : Appareils et Procédés d'Identification

BHI : Bouillon Heart Infusion

Cdl : La capacité de la valeur de la couche double

E = f (t) : Courbe potentiel-temps

E_{corr} : Potentiel de corrosion

ECS : Electrode au calomel saturé.

E_{OCP} : Potentiel circuit ouvert

ESM : Electrode sulfate de mercure

F : Fluor

Fig : Figure

g/l : gramme par litre

DCL : Désoxycholate-Citrate-Lactose

Gpa : Giga pascal

GPS : Glycoprotéines salivaires

HCO₃⁻ : Hydrogénocarbonate

H₂O₂ : Peroxyde d'hydrogène

Hg : Mercure

Hg₂SO₄ : Sulfate de mercure

HPO₄²⁻ : hydrogénophosphate

H₂PO₄⁻ : déhydrogénophosphate

I_{corr} : Densité de courant de la corrosion

Im Z : Partie imaginaire de l'impédance

Inch : Pouce (1 inch = 2.54 centimètres)

Ip : Densité du courant correspondant au palier

KCl: Chlorure de potassium

KHZ : Kilohertz

L. : *Lactobacillus*

Mg²⁺ : Magnésium

MHz : Megahertz

Mn : Manganèse

MO : Microscope optique

mV : Millivolt

n : Nombre d'électrons échangés

N : Nombre

NaCl: Chlorure de sodium

Ni : Nickel

Ni²⁺ : Ions nickel

Ni-Ti : Alliage Nickel-Titane

Ox : Oxydant

Pa : Pascal

PCR : Polymerase chain reaction

PO₄³⁻ : Phosphate

PRP : Protéines Riches en Proline

PSEC : Polysaccharides extracellulaires

Rct : La résistance de transfert de charge

Red : Réducteur

Rp : Résistance de polarisation

S. : *Streptococcus*

SA : Solution physiologique de Fusayama

SAG : Salivary Agglutinin Glycoprotein

SCN⁻: Thiocynate

Si : Silicium

sIgA : Secretory Immunoglobulin A

SPSS: Statistical Package for the Social Sciences

Staph. : Staphylocoque

TiO₂: Dioxyde de titane

TSB : tryptic soja bouillon

TMA : Alliage de titane-molybdène

Ω: Ohm

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Schématisation des étapes de formation d'un biofilm

Figure 2 : Aspect au microscopique optique des Actinomycètes

Figure 3: Aspect au microscope optique des lactobacilles

Figure 4 : Aspect au microscope optique des cocci Gram positifs groupés en chainettes.
Laboratoire de Microbiologie sérologie et hygiène, Hôpital IBN Sina, Rabat

Figure 5 : Photo des colonies des streptocoques sur gélose au sang frais. Laboratoire de Microbiologie sérologie et hygiène, Hôpital IBN Sina, Rabat

Figure 6 : Galerie API 20 Streptocoques oraux

Figure 7 : Photographies intra-buccales avant, en cours et après le traitement orthodontique traité par Pr BAHJE, Service d'ODF, Centre de consultation et de traitement dentaire de Rabat

Figure 8 : Brackets, bagues, fils orthodontiques. Service d'ODF, Centre de consultation et de traitement dentaire de Rabat

Figure 9 : **A-** Orthodontie classique avec brackets métalliques ; **B-** Orthodontie esthétique avec brackets transparents

Figure 10 : Schéma de la corrosion uniforme

Figure 11 : Schéma de la corrosion galvanique

Figure 12 : Schéma de la corrosion localisée d'un métal

Figure 13 : Schéma de la corrosion par piqure

Figure 14 : Schéma de la corrosion inter-granulaire

Figure 15 : Schéma de la corrosion sous contrainte

Figure 16 : Schéma de la corrosion par crevasses

Figure 17 : Échantillon de la plaque prélevée avec un écouvillon stérile : A- avant de commencer le traitement orthodontique ; B- après le début du traitement orthodontique. (Service ODF, Centre de Consultation et de Traitement dentaire (CCTD) de Rabat.

Figure 18 : Observation microscopique à l'état frais à l'aide du Microscope Optique

Figure 19 : Ensemencement sur le milieu gélose au sang avec une anse calibrée

Figure 20 : Les milieux d'ensemencement : gélose au sang, gélose chocolat, gélose DCL.

Figure 21 : Colonies poussées sur la gélose au sang

Figure 22 : a- le kit de la coloration de Gram ; b- le dépôt d'une goutte d'huile à immersion sur le frottis. Laboratoire de microbiologie hôpital Ibn Sina, Rabat.

Figure 23 : Photo de l'automate Phoenix qui fait l'identification et l'antibiogramme des germes. Laboratoire de Microbiologie hopital Ibn Sina. Rabat.

Figure 24 : Conservation des souches bactériennes dans des cryotubes de 1,5ml. Laboratoire de bactériologie faculté de médecine et de pharmacie Rabat.

Figure 25 : Répartition des patients recrutés selon le sexe

Figure 26: (a) Bacillus à Gram négative, (b) Cocci à Gram positive, (c) Bacillus à Gram positive (microscope optique obj x100).

Figure 27 : Répartition des pourcentages des streptocoques oraux isolés à T0, T1, T2.

Figure 28 : Répartition des pourcentages des *lactobacilus salivarius* isolées à T0, T1 et T2

Figure 29 : Répartition des pourcentages des *klebsiela pneumoniae* et *Enterobacter clooacae*, isolés à T0, T1 et T2.

Figure 30 : Fils en nickel titane

Figure 31: Matériel pour la préparation de milieu de culture mutans salivarius agar

Figure 32 : Matériel de la préparation de la souche lyophilisée de la *streptococcus mutans* Laboratoire de bactériologie, Hôpital Ibn Sina Rabat.

Figure 33 : La souche lyophilisée *S. mutans*.

Figure 34 : Matériels pour l'étude électrochimique, fils enrobés avec le tafel, solution 1 (SA + TSB + *S.mutans*), solution 2 (SA+ TSB).

Figure 35 : La préparation de la gélose mitis-salivarius.

Figure 36 : Mettre une goutte de la solution qui contient la souche dans la gélose sélective.

Figure 37 : Identification au microscope optique.

Figure 38 : a- Préparation de la galerie ; b- mettre la galerie dans l'automate Phoenix pour l'identification.

Figure 39 : Glycérol stock bactérien mélangé avec la souche bactérienne pour conservation au congélateur -80.

Figure 40 : Cellule électrochimique spécialement adaptée aux études de la biocorrosion.

Figure 41 : Courbes OCP obtenues pour l'alliage NiTi traité dans les solutions 1 et 2 à 37 ° C.

Figure 42 : Courbes de polarisation potentiodynamique pour NiTi après 24 h d'immersion dans les deux solutions étudiées.

Figure 43 : Tracés de Nyquist obtenus pour l'alliage NiTi traité dans les solutions 1 et 2 à 37 ° C.

Figure 44 : Circuit équivalent électrique pour l'ajustement des données EIS.

Figure 45 : Images au MO des échantillons d'alliage NiTi: (a) exposé dans la SA sans *S. mutans*, (b) exposé dans la SA avec *S. mutans* pendant 216 h.

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : la flore buccale en quelques chiffres

Tableau 2 : Bactéries orales liées aux maladies bucco-dentaires

Tableau 3 : Classification des streptocoques oraux humain selon Lancefield

Tableau 4 : Age des patients recrutés

Tableau 5 : La fréquence des bactéries isolées avant la pose de l'appareillage orthodontique T0, après un mois T1 et après 3mois T2, de la pose de l'appareillage orthodontique fixe.

Tableau 6 : Fréquence des bactéries analysées dans la plaque dentaire au cours de trois phases : avant la mise en place des appareillages orthodontiques fixes (T0), un mois après la mise en place des appareillages orthodontiques fixes (T1) et trois mois après la mise en place des appareillages orthodontiques fixes.

Tableau 7 : Composition de la solution de Fusayama.

Tableau 8 : Paramètres électroniques de NiTi dans les deux milieux.

Tableau 9 : Paramètres de spectroscopie d'impédance électrochimique de NiTi dans les deux milieux.

*INTRODUCTION
GÉNÉRALE*

INTRODUCTION GÉNÉRALE :

Le milieu buccal abrite un des écosystèmes bactériens les plus complexes de l'organisme (plus de 700 espèces bactériennes, et même des levures). En effet, il présente des conditions physico-chimiques et nutritionnelles favorables à l'établissement d'une flore bactérienne abondante commensale (10^{10} à 10^{11} bactéries /ml de salive) ; très hétérogène (bactéries gram positives, gram négatives, aérobies, anaérobies facultatives, anaérobies strictes ...) et très polymorphe (cocci, bâtonnets, bacilles, fusobactéries, bactéries mobiles...) (1). Mais sous certaines conditions (l'ingestion des médicaments, les variations hormonales, consommation de tabac ou d'alcool) ces bactéries peuvent « se transformer » en bactéries pathogènes opportunistes qui vont alors intervenir dans la pathogenèse de la maladie carieuse et parodontale (2) (3)

Le traitement orthodontique entraînerait lui aussi une modification de la flore buccale avec une augmentation du nombre de bactéries cariogènes (*Streptococcus mutans*, *lactobacillus*) dans la plaque et la salive. Ces appareillages créent, en effet, des sites favorisant l'adhérence et la rétention bactérienne. (4)

L'orthodontie, ayant recours à des biomatériaux métalliques qui n'échappent pas aux phénomènes de la corrosion. Pour y faire face, un certain nombre de métaux plus ou moins résistants à la corrosion ont vu le jour. Plusieurs biomatériaux acceptés par l'Association Dentaire Américaine (ADA) sont utilisés dans la cavité buccale et subissent une corrosion qui libère des produits pouvant être nocifs pour la santé comme le Nickel (Ni) (5). Ce métal entrant dans la composition des fils orthodontiques notamment les fils en Nickel-Titane(NiTi) qui sont très utilisés dans certaines phases de traitement orthodontique chez la population marocaine. Les effets de l'exposition au nickel sur la santé ont été bien étudiés. Il est établi que ce métal peut causer des réactions allergiques (hypersensibilités, dermatites et asthme) ou toxiques. En plus, l'effet cancérigène a été rapporté pour le nickel et les produits qui en contiennent. (6)

Les phénomènes de la corrosion peuvent être accentués par la présence de la grande population de bactéries buccales qui sont productrices d'acide (3). Parmi les nombreux micro-organismes présents dans la cavité buccale, on trouve les streptocoques oraux dont l'espèce *Streptococcus mutans* (*S. mutans*) qui est l'une des bactéries essentielles en raison de sa

capacité à convertir le sucre en acide lactique et à contribuer à la carie dentaire (7). En outre, un biofilm oral contenant une forte proportion de *S. mutans* peut se développer dans des environnements aérobies et anaérobies et se trouver dans différents habitats de la cavité buccale. Cette espèce provoque une diminution du pH de la cavité buccale (8), ce qui favorise la déminéralisation de l'émail, l'altération et aussi la corrosion des matériaux dentaires (9)

Dans la littérature, peu de recherches ont porté sur le comportement du nickel-titane en présence de la bactérie cariogène *Streptococcus mutans*. Une étude menée au Maroc, a permis de relever un degré élevé de corrosion du fil orthodontique en NiTi en présence de *S. mutans* et constater après 5 heures d'immersion, les auteurs de l'étude ont recommandé des investigations supplémentaires avec une prolongation du temps d'immersion de l'alliage dentaire en présence de la bactérie.

Ainsi les objectifs de notre travail de thèse étaient :

- Analyser les changements qualitatifs de la flore bactérienne buccale à différents stades du traitement orthodontique chez une population marocaine (étude bactériologique in vivo).
- Etudier les comportements électrochimiques des fils orthodontiques en NiTi dans la salive artificielle en présence et en absence d'une bactérie cariogène « *Streptococcus mutans* » avec un temps d'immersion de 24h (étude électrochimique in vitro)

PREMIÈRE PARTIE :
REVUE
BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I : L'ÉCOLOGIE DE LA CAVITÉ BUCCALE

1. Généralités

Le milieu buccal se caractérise par sa complexité. Trois grands facteurs expliquent que la bouche soit un habitat varié :

- Le temps : le milieu buccal se modifie au cours de la vie, donc en fonction du temps
- Les sites anatomiques : (divers tissus tels que les dents, la langue et les muqueuses)
- Les conditions physiques, par exemple la température et l'humidité, qui varient à l'intérieur d'une même bouche contribuent également à faire de la cavité buccale un habitat extrêmement varié.

2. La salive

2.1. Définition

La salive est un mélange complexe formé par le produit de sécrétion des glandes salivaires majeures et mineures et par le fluide gingival, elle contient également des bactéries, des débris alimentaires, et des cellules desquamées. Elle est composée à environ 99,5 % d'eau, le reste consistant en divers éléments inorganiques (électrolytes) et organiques (protéines, glycoprotéines, composants plasmatiques ...) (10).

2.2. Composition de la salive

La salive est une solution aqueuse normalement hypotonique contenant :

- Des ions Cl^- , Na^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , F^- , phosphate inorganique (PO_4^{3-} / HPO_4^{2-} / H_2PO_4^- / H_3PO_4) selon le pH, le système hydrogénocarbonate $\text{HCO}_3^-/\text{H}_2\text{CO}_3$, acide carbonique ;
- Des protéines : enzymes (α -amylase), immunoglobulines et autres facteurs antimicrobiens (thiocyanate SCN^- , peroxyde d'hydrogène H_2O_2), glycoprotéines muqueuses, albumine, polypeptides et oligopeptides ;
- De glucose et composés nitrés : ammonium NH_4^+ / $(\text{NH}_2)_2\text{CO}$ urée.

Ces composants interagissent et sont à l'origine des fonctions salivaires (goût, protection et lubrification, dilution et nettoyage, capacité tampon) et la participation au biofilm grâce à ses protéines riches en proline, cystatine, histatine, et l'agglutinine salivaire.... (11)

2.3. pH salivaire :(concentration en ions hydrogène)

Le pH de la salive humaine est compris entre 6,2 et 7,6 (6,7 en moyenne). Au moment des repas, le pH de la salive diminue ; une étude a montré que le pH salivaire descendait à 4 après ingestion de sucre. (12)

Le pH des aliments et boissons que nous avalons varie de 2 à 10. La réduction postprandiale du pH n'est que passagère grâce à l'effet tampon des composants de la salive et de la plaque dentaire.

Cependant à chaque ingestion d'aliments ou de boisson ce phénomène se réitère, donc si des habitudes de grignotage sont prises, le pH n'a pas toujours le temps de remonter entre les pics d'acidité, d'où un pH buccal acide en permanence et une susceptibilité à la carie accrue. Les métaux utilisés en odontologie sont donc soumis à des variations importantes de pH au cours de la journée. Plusieurs facteurs induisent la diminution du pH buccal : les boissons gazeuses, l'alcool, le grignotage excessif, l'ajout du citron à l'eau potable, la sécheresse buccale, le tabac. Les bactéries acidogènes, et en présence de sucres fermentescibles, produisent de grandes quantités d'acide qui vont abaisser le pH jusqu'à des valeurs de pH = 4. Dans ce milieu acide obtenu, seules certaines bactéries acidogènes sont capables de survie. (13)

3. Le biofilm dentaire

3.1. Définition

Les biofilms sont en général des structures complexes, avec une épaisseur non uniforme, ils sont constitués par les cellules des microorganismes morts ou vivants, par des substances polymériques extracellulaires et des produits organiques et inorganiques issus de leurs activités biologiques. (14)

3.2. Formation de biofilm

Le développement du biofilm dépend de la colonisation des surfaces dentaires et, par conséquent, de la capacité des bactéries à pouvoir se fixer (15). Cette fixation peut être

possible après l'apparition sur l'émail des dents, d'un film conditionnant. Celui-ci, indispensable à la formation de tout biofilm, est appelé Pellicule Exogène Acquisée (PEA). Il entraîne la succession de plusieurs étapes nécessaires à l'acquisition du biofilm :

La formation de la pellicule exogène acquise, la fixation bactérienne aux surfaces, la maturation de la plaque dentaire, et le détachement (Figure 1).

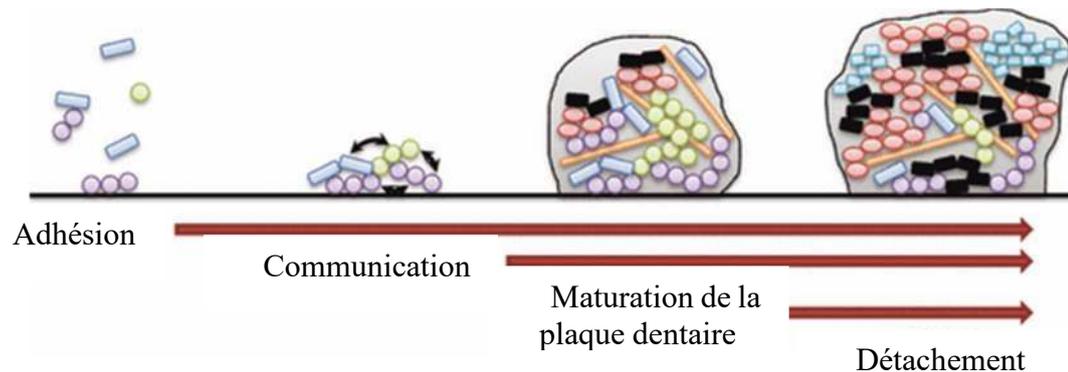


Figure 1 : Schématisation des étapes de formation d'un biofilm (16)

3.2.1. Formation de la Pellicule Exogène Acquisée (PEA)

La PEA est un film organique qui se forme naturellement à la surface de l'émail dentaire, et qui ne s'élimine que difficilement une fois établi, d'une épaisseur de l'ordre du micron (17). Elle apparaît spontanément dans les minutes qui suivent le brossage et elle est essentiellement d'origine salivaire. 98% de sa composition sont des glycoprotéines salivaires (GPS), qui jouent le rôle de récepteurs à l'adhésion bactérienne (2) Il est prouvé que cette structure est formée par l'adsorption sélective de protéines, de peptides et d'autres molécules de la salive. Elle contient, en grande quantité, de PRP (Protéines Riches en Proline), des sIgA (Immunoglobuline sécrétoires A), des stathérines, des cystatines, des histidines, du lysozyme, des glycosyl transférase d'origine bactérienne et l'alpha-amylase qui contribue fortement à l'adhésion des streptocoques oraux. Cette pellicule permet l'adhérence des bactéries pionnières, *S. gordonii* et *A. naeslundii* adhèrent aux PRP et les autres espèces de streptocoques oraux adhèrent aux SAG (Glycoprotéine d'agglutinine salivaire) (18) . Son rôle est à la fois bénéfique à la santé dentaire, assurant une protection contre la décalcification lors

de l'ingestion d'aliments et boissons acides ; et destructeur, maintenant les acides en contact avec l'émail et favorisant la colonisation bactérienne et la formation de la plaque dentaire. (19)

3.2.2. Fixation des bactéries pionnières (20)

Les premières bactéries capables de se fixer sur cette PEA, sont les espèces pionnières, à 67% des coques à Gram positif. Parmi elles, figurent en majorité des streptocoques oraux (*S. oralis*, *S. mitis*, *S. salivarius*, *S. sanguinis*) et des actinomyces. Ces espèces bactériennes ont la particularité de posséder à leur surface, des adhésines reconnaissant spécifiquement des récepteurs de cette pellicule. Ces bactéries pionnières ne peuvent à elles seules assurer la diversité de la plaque dentaire mature, mais leur présence est indispensable pour la fixation ultérieure de nombreuses autres bactéries qui contribueront à la diversité du biofilm.

En effet, une fois cette communauté pionnière installée, d'autres espèces ou genres bactériens peuvent se fixer, grâce aux nouvelles adhésines apportées par ces premières bactéries et grâce au microenvironnement qu'elles ont créé par leur métabolisme (environnement anaérobie, consommation d'oxygène, présence d'acides, transformation des glucides)

3.2.3. Maturation du biofilm (21) (22)

Après plusieurs heures, de nouvelles espèces se fixent sur les bactéries pionnières et se diversifient avec l'apparition de *Fusobacterium*, de *haemophilus*, de *porphyromonas*, de *lactobacillus*, de *veillonella*. La maturation du biofilm est la conséquence des phénomènes de co-agrégation inter bactérienne et de co-adhésion, respectivement une adhésion entre deux bactéries libres ou une adhésion d'une bactérie libre sur une autre déjà fixée. Le biofilm mature se caractérise par une augmentation de l'épaisseur. Il comprend 10⁹ bactéries par mg et environ 500 taxons. Le développement du biofilm ne se trouve donc limité que par les forces d'attrition et une bonne hygiène bucco-dentaire.

3.2.4. Détachement

Une fois le biofilm devenu épais, des forces de cisaillement (ex : lors de la mastication) peuvent induire un détachement bactérien. Certaines bactéries sont aussi capables de se dissocier du biofilm par elles-mêmes pour aller coloniser d'autres surfaces. C'est le cas des *S. mutans* qui peuvent hydrolyser leurs liaisons avec les protéines de surface grâce à la synthèse d'enzymes spécifiques. (23)

4. La microbiologie de la cavité buccale

La cavité buccale avec sa flore microbienne est un écosystème d'une déconcertante complexité. D'un point de vue écologique, la cavité buccale est un système de croissance ouvert ; ceci signifie que les nutriments et les microbes sont sans arrêt introduits à l'intérieur du système puis éliminés. (Tableau 1). Cependant tout organisme qui peut adhérer aux surfaces de la cavité buccale et utiliser les nutriments de ce milieu peut s'intégrer à la flore saprophyte orale. (24)

A l'état sain, le milieu buccal présente des conditions physico-chimiques et nutritionnelles favorables à l'implantation d'une flore bactérienne abondante ; très hétérogène (bactéries gram positives, gram négatives, aérobies, anaérobies facultatives, ...) et très polymorphe (Cocci, bacilles, ...) fusobactéries, spirochètes.

A l'état pathologique, ces bactéries peuvent « se transformer » en bactéries pathogènes opportunistes (BPO) qui vont intervenir dans la pathogenèse de la maladie carieuse et des parodontopathies. (tableau 2)

Les bactéries fréquemment rencontrées chez les porteurs de l'appareillage orthodontiquesont : les actinomycètes, les lactobacilles, et les streptocoques oraux (25) (11). Les deux derniers contiennent des espèces qui sont dite des bactéries cariogènes.

Tableau 1 : la flore buccale en quelques chiffres (26)

Un individu	10 ¹³ Cellules eucaryotes	
	10 ¹⁴ bactéries	
Dans la cavité buccale	10 ¹⁰ bactéries avec plus de 700 espèces différentes	
	En 2h, 6 milliards de bactéries sont renouvelées	
	En 4h, il y a entre 2,5x 10 ⁵ et 6,3 x 10 ⁵ bacteries par mm ² sur la dent	
	1mg de biofilm dentaire = 10 ⁹ bacteries	
Sur les cellules épithéliales	Face interne des joues	Pour une cellule 0 à 25 bactéries
	Face dorsale de la langue	Pour une cellule 100 bacteries

Tableau 2 : Bactéries orales liées aux maladies bucco-dentaires (27) (28)

Caries dentaires	<i>Streptococcus, Veillonella, Actinomyces, Granulicatella, Leptotrichia, Thiomonas, Bifidobacterium, Prevotella, Lactobacillus, Propionibacterium, Pseudoramibacter, Selenomonas</i>
Infections périapicales (parodontite périapicale, infection du canal radiculaire)	<i>Proteobacteria, Firmicutes, Bacteroidetes, Fusobacteria, Actinobacteria, Olsenella uli, Prevotella baroniae, Porphyromonas endodontalis, Fusobacterium nucleatum, Tannerella forsythia, Propionibacterium propionicum, Porphyromonas gingivalis, Prevotella intermedia, Prevotella oralis, Parvimonas micra, Porphyromonas endodontalis, Fusobacterium nucleatum, Tannerella forsythia</i>
Maladies parodontales (gingivite, parodontite)	<i>Actinomycetes, Capnocytophaga, Campylobacter, Eikenella, Fusobacterium, Prevotella, Porphyromonas gingivalis, Treponema denticola, Tannerella forsythia, Bacteroidetes spp., Eubacterium saphenum, Porphyromonas endodontalis, Prevotella denticola, Parvimonas micra, Peptostreptococcus spp., Filifactor alocis, Desulfobulbus spp., Dialister spp., Synergistetes</i>

4.1. Les actinomycètes (29) (30) (31)

Les actinomycètes appartiennent à la classe des Actinobacteria, bactéries à Gram positif. Il regroupe 5 ordres, 13 sous-ordres, 48 familles, et plus de 200 genres bactériens. Le terme actinomycète a été historiquement introduit pour définir des bactéries filamenteuses et ramifiées, qui dans la classification actuelle des Actinobacteria appartiennent à l'ordre des actinomycétales. Les actinomycètes forment des colonies circulaires constituées d'hyphes, c'est-à-dire de filaments qui irradient par croissance centrifuge, tout autour du germe qui leur a donné naissance. Cela explique leur dénomination qui provient de deux substantifs grecs «aktino» et «mycetes» et signifie « champignons à rayons» ou « champignons rayonnant».

4.1.1. Caractères bactériologiques

Des bâtonnets droits ou légèrement incurvés (0,2-1 micron de diamètre), variant considérablement de forme et de taille, formant des filaments de 10 à 50 microns de long avec

de vrais branchements. Des bâtonnets courts (1,5 à 5 microns de long) avec parfois des extrémités en crosse, isolés, en paires, en courtes chaînes ou en amas, sont fréquents. Des bâtonnets de 5 à 10 microns de long et branchés sont également communs. Des coccobacilles peuvent être occasionnellement trouvés. Les filaments qui peuvent prédominer chez certaines espèces, sont droits ou sinueux, montrent divers degrés de branchement et peuvent présenter des extrémités enflées ou en crosse. Organismes non mobiles. (Fig. 2), anaérobies facultatifs, la plupart des espèces sont préférentiellement anaérobies. LeCO₂ est indispensable pour une croissance optimale. Plusieurs espèces produisent des micro colonies filamenteuses caractéristiques composées de filaments branchés, septes ou non septes, avec ou sans fragmentation centrale. Les colonies (0,5 à 5 mm de diamètre) peuvent être rugueuses et crevassées ou lisses et muqueuses. La plupart sont blanches à grisâtres, deux espèces présentant des colonies roses ou rouges.

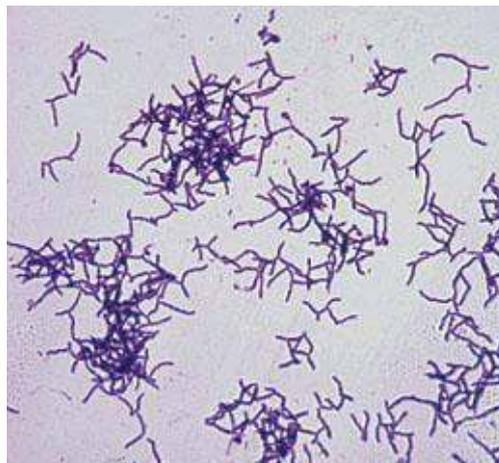


Figure 2 : Aspect au microscopique optique des Actinomycètes (31)

4.1.2. Pouvoir pathogène

Les actinomycètes sont pathogènes pour l'homme et les animaux chez lesquels ils causent des actinomycoses. Dans la cavité buccale, l'Actinomycète est un hôte normal, capable de se développer de façon exagérée dans les caries dentaires ou lorsque l'hygiène buccale est insuffisante.

4.2. Les lactobacilles (32) (33)

Ce sont des bactéries acidogènes et acidophiles, leur pH optimum de croissance est de 5,5 à 6,2. Le nombre de lactobacilles salivaires est ainsi corrélé à la consommation englucides fermentescibles : il s'élève lors d'un régime sucré, diminue lors de la suppression des

sucres. Il existe plusieurs espèces buccales dont : *Lactobacillus(L) acidophilus*, *L. casei*, *L. fermentum*, *L. oris*, *L. salivarius*.

Au niveau de la plaque dentaire, les auteurs s'accordent à constater une augmentation de taux des lactobacilles préalablement à l'établissement d'une lésion carieuse ; ce taux passe de 1% à 4 à 5%.

Les lactobacilles ont une faible capacité d'adhérence aux surfaces lisses et donc une affinité relativement faible pour les tissus dentaires. Ainsi, elles colonisent essentiellement les sites de la cavité buccale qui permettent une rétention mécanique, comme les anfractuosités naturelles de la dent, les restaurations débordantes ou non étanches et les dispositifs orthodontiques.

4.2.1. Les caractères bactériologiques

✚ Les caractères morphologiques :

Espèces à Gram positif, elles sont en forme de bâtonnets ou de coccobacilles isolés ou en chaînettes. Les lactobacilles sont anaérobies facultatifs (fig. 3).



Figure 3: Aspect au microscope optique des lactobacilles (34)

✚ Les caractères cultureux :

Les lactobacilles sont des germes non exigeants qui peuvent pousser donc sur les milieux de culture ordinaires, le temps d'incubation doit dépasser les 12h jusqu'à 48h à une température de 37°C. Le milieu spécifique des lactobacilles est le MRS (milieu de culture **M**an, **R**ogosa et **S**harpe).

4.2.2. Habitat

Les lactobacilles sont présents dans les milieux riches contenant des substrats glucidiques tels que les muqueuses intestinales, orales et vaginales des humains et des animaux, sur les plantes, les aliments d'origine végétale, les produits fermentés ou en décomposition, les eaux usées. Ils contaminent fréquemment les produits alimentaires et ils sont agents d'aigrissement.

4.2.3. Pouvoir pathogène

Ces bactéries notamment *Lactobacillus salivarius*, sont impliquées dans le processus carieux, et plus particulièrement dans la progression de la lésion de la dentine. Il semble que l'adhérence des lactobacilles à la dentine soit favorisée par leur affinité pour la matrice collagénique rendue accessible par la déminéralisation.

4.3. Les streptocoques oraux (17) (26) (35)

Les streptocoques oraux font partie de la flore commensale de la cavité buccale et du tractus respiratoire chez l'homme et l'animal. Ils représenteraient à eux seuls plus de 20% de la flore buccale et jouent un rôle important dans la formation de la plaque dentaire. *S. mutans*, *S. sobrinus* et *S. mitis* sont impliqués dans l'étiologie de la carie dentaire.

Ces microorganismes sont capables d'adhérer aux cellules épithéliales de l'hôte, et colonisent les muqueuses. Du fait de leur présence dans la flore microbienne commensale, ils jouent un rôle non négligeable dans l'équilibre écologique de cette flore et dans l'acquisition de l'immunité naturelle non spécifique. Dans certaines circonstances, ces microorganismes commensaux deviennent pathogènes opportunistes et peuvent être responsable d'infections, notamment de septicémies et d'endocardites.

4.3.1. La classification

Les streptocoques oraux humains sont classés selon Lancefield en 7 espèces : *S. salivarius*, *S. mitis* (*S. mitor*), *S. sanguis I*, *S. sanguis II*, *S. mulleri*, *S. mutans*, *S. pneumoniae*. (Tableau 3).

Tableau 3 : Classification des streptocoques oraux humain selon Lancefield (29)

ESPECES	HABITAT
<i>S. salivarius</i>	Salive - intestins
<i>S. mitis(mitus)</i>	Rhino-pharynx
<i>S. sanguis I</i>	Rhino-pharynx
<i>S. sanguis II</i>	Peau, intestins
<i>S. mulleri</i>	Rhino-pharynx, intestins, dents
<i>S. mutans</i>	Rhino-pharynx, dents
<i>S. pneumoniae</i>	Rhino-pharynx

4.3.2. Les caractères bactériologiques

✚ Les caractères morphologiques :

Les streptocoques oraux sont des cocci de taille et de forme irrégulières, à Gram positif, groupés en chaînettes plus ou moins longues et immobiles, acapsulés, asporulés. (fig.4)

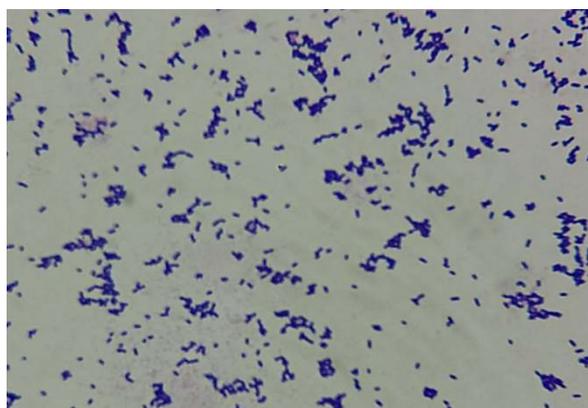


Figure 4 : Aspect au microscope optique des cocci Gram positifs groupés en chaînettes (obj x100). Laboratoire de Microbiologie sérologie et hygiène, Hôpital IBN Sina, Rabat

✚ Les caractères culturels :

Les streptocoques oraux sont des germes exigeants qui ne poussent donc pas sur les milieux de culture ordinaires. Ceux-ci doivent être additionnés de sérum ou de sang frais.

✓ **Sur gélose au sang frais**

Ils donnent de petites colonies grisâtres, translucides, en grain de semoule, entourées d'une zone d'hémolyse totale (hémolyse bêta) pour les streptocoques des groupes A, C, G, tandis que les autres streptocoques donnent une hémolyse partielle (hémolyse alpha) ou pas d'hémolyse du tout. (18) (Fig.5)



Figure 5 : Photo des colonies des streptocoques sur gélose au sang frais.
Laboratoire de Microbiologie sérologie et hygiène, Hôpital IBN Sina, Rabat

4.3.3. Identification

a. Par galerie biochimique :

C'est une Galerie d'identification basée sur l'analyse du métabolisme bactérien. Il faut disposer d'un isolat bactérien suffisant et respecter un délai de culture de 24-48h à 37°C avant la lecture. La lecture est réalisée, soit par la mesure de la turbidimétrie qui est proportionnelle à la croissance bactérienne, soit par virage colorimétrique par la génération lors du métabolisme bactérien d'un substrat coloré. À titre d'exemple, les galeries API®

commercialisées par la société BIOMERIEUX sont une miniaturisation de ces techniques (fig. 6).



Figure 6 : Galerie API 20 Streptocoques oraux (36)

b. Par des automates :

L'analyse et la lecture des tests biochimiques peuvent aussi être automatisées. Des appareils travaillant en milieu liquide (exemple : Vitek2 ® BIOMERIEUX, BD PHOENIX®) permettent à partir d'une suspension bactérienne standardisée d'automatiser et d'optimiser les étapes d'inoculation, d'incubation, de lecture et d'interprétation des tests. Selon les résultats des tests d'orientation, le laboratoire choisit la « carte » d'identification la plus adaptée et qui regroupe la majorité des tests nécessaires à une identification précise de la bactérie. Par comparaison des résultats obtenus à la base de données informatisée de l'automate, le logiciel propose une identification avec un score de fiabilité. Cette technique est actuellement la plus utilisée en pratique courante.

4.3.4. Habitat

Les streptocoques oraux sont des commensaux de la muqueuse buccale, et sur les muqueuses du rhino-pharynx.

4.3.5. Pouvoir pathogène

Dans certaines circonstances, les streptocoques oraux qui sont des microorganismes commensaux, deviennent pathogènes opportunistes et peuvent être responsable d'infections, notamment de septicémies et d'endocardites. (18)

Parmi les streptocoques oraux les plus impliqués dans les pathologies de la cavité buccale, on retrouve principalement :

-*Streptococcus mutans*, *Streptococcus sobrinus* : qui ont un rôle central dans l'étiologie des caries dentaires (37), car elles peuvent adhérer à la pellicule salivaire de l'émail, elles sont des producteurs d'acide et créent donc un environnement acide créant un risque de carie (38) Habituellement, l'apparition de *S. mutans* dans les cavités dentaires est suivie de caries après 6

à 24 mois .Les *S. mutans* acidogènes et *S. sobrinus* sont capables de former des polysaccharides extracellulaires (EPS) en présence de saccharose ,mais aussi à partir de fructose et de glucose.

Chapitre II : LES APPAREILLAGES ORTHODONTIQUES

1. Généralités

L'orthodontie est une branche très mécanique de l'odontologie. Elle a pour objectif d'aligner les dents pour corriger l'occlusion dentaire et d'améliorer l'esthétique du visage et le fonctionnement des muscles de la mâchoire (37) : elle se fait au moyen d'appareil fixe « multi-attaches » collé sur les dents pendant toute la durée du traitement (fig. 7). Il s'agit d'un dispositif orthodontique fixe développant des forces extrinsèques à l'aide d'arcs ou de ressorts adaptés sur des bagues ou des attaches fixées sur chaque dent. Ces dispositifs permettent d'effectuer des déplacements contrôlés des dents dans les trois sens de l'espace (38)

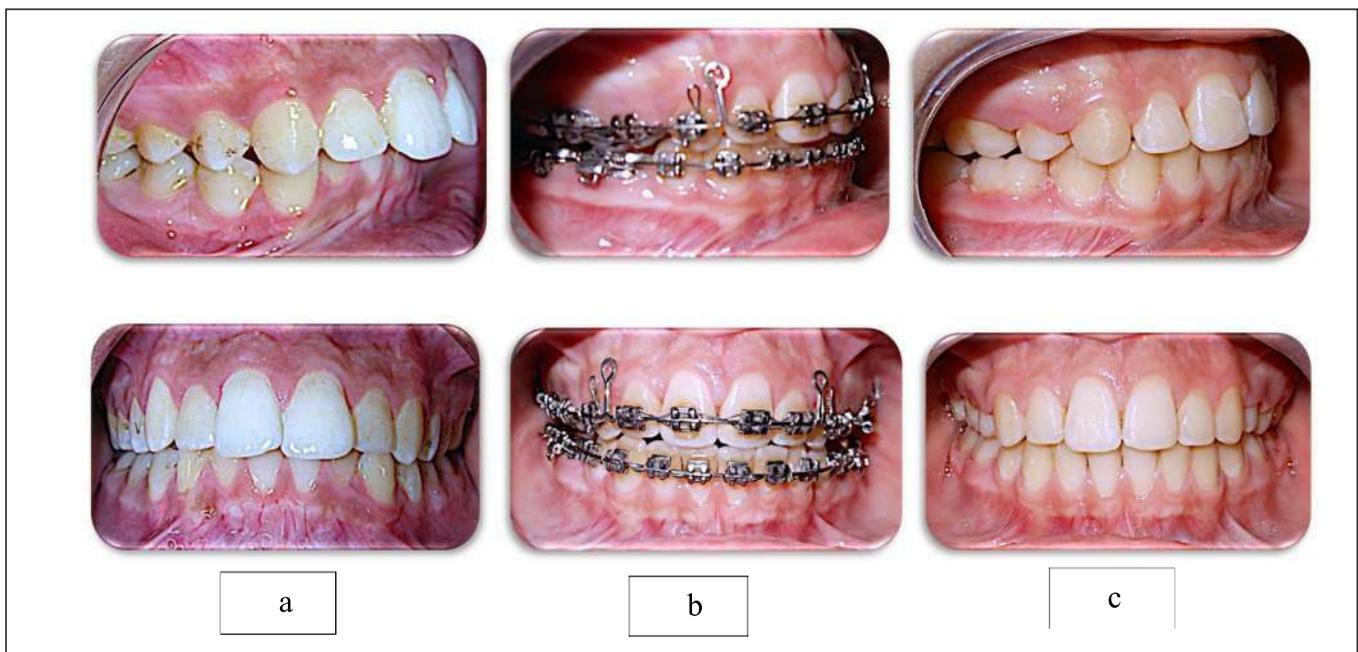


Figure 7 : Photographies intra-buccales (a) avant, (b) en cours et (c) après le traitement orthodontique traité par Pr BAHJE, Service d'ODF, Centre de consultation et de traitement dentaire de Rabat

Les dents sont amenées à la position voulue, en exerçant sur elle une pression pendant plusieurs mois, voire plusieurs années. Ces traitements se font par l'intermédiaire

d'un dispositif orthodontique fixe composé de brackets, bagues, fils et d'autres accessoires (fig. 8).



Figure 8 : Brackets, bagues, fils orthodontiques.

(Service d'ODF, Centre de consultation et de traitement dentaire de Rabat)

2. Les brackets et les bagues dentaires

Les brackets orthodontiques collés à l'émail, procurent le moyen de transférer la force appliquée par le fil activé à la dent. Les brackets, initialement fabriqués avec l'acier inoxydable (Fig. 9 -A-) ont évolué vers des brackets plus esthétiques en plastique et en céramique (Fig.9 -B-). Ces derniers sont devenus très utilisés avec l'augmentation du nombre des patients adultes demandant de traitement orthodontiques (39).



A

B

Figure 9 : A- Orthodontie classique avec brackets métalliques ; B- Orthodontie esthétique avec brackets transparents (40)

Les bagues sont universellement fabriquées avec de l'acier inoxydable austénitique contenant approximativement 18% de Cr et 8% de Ni, une faible quantité de Mn et de Si et des traces de C (en général 0,1%).

3. Les fils orthodontiques

Les fils orthodontiques utilisés en orthodontie au début du 20^e siècle, étaient faits par l'or. Ils ont été vite remplacés par l'acier, ensuite par des alliages à base de titane, qui confère des propriétés compatibles avec le concept de physiologie du déplacement dentaire qui préconise l'utilisation de forces les plus faibles et les plus constantes possible. Les différentes sortes de fils présents sur le marché ne cessent d'évoluer et de se multiplier. Nous allons, dans cette section, passer en revue les différentes familles de fils, ainsi que leur adaptation à chaque phase de traitement orthodontique.

3.1. Les alliages d'or

En 1926, les alliages d'or utilisés pour la fabrication des fils orthodontiques contenaient des pourcentages de 15 à 65% d'or. Cette composition a permis de faire varier le coefficient d'élasticité en maintenant l'aptitude au pliage à la pince et l'exercice des forces légères. Les alliages d'or furent abandonnés au profit d'arcs en acier inoxydable moins onéreux et dotés de meilleure qualité mécanique. (41)

3.2. Les aciers inoxydables

En 1929, l'acier inoxydable a été introduit en orthodontie sous sa forme austénitique pour remplacer les alliages à base d'or car il présentait l'avantage d'être moins onéreux. Ces alliages contiennent 18% de chrome, 8% de nickel et 73,8% de fer ainsi que moins de 0,2% de carbone. On parle ainsi d'alliage dit 18/8 quand on se réfère à l'acier inoxydable austénitique.

Le chrome permet de passiver l'alliage et le rend résistant à la corrosion tandis que le nickel stabilise l'alliage dans sa forme austénitique également plus résistante à la corrosion.

Quand on observe la courbe contrainte/déformation de l'acier inoxydable on remarque :

- Un module d'élasticité élevé, caractéristique d'un alliage rigide,
- Une zone élastique limitée qui en fait un métal peu résilient.
- Pour de faibles déformations, l'acier inoxydable produira donc de grandes forces sur une

courte période de temps, le contraire direct de ce que l'on recherche en début de traitement. Pour des déflexions plus grandes, l'acier inoxydable subira une déformation plastique.

De plus, les fils en acier inoxydable présentent une faible résistance à la déformation permanente. Il s'agit donc d'un fil particulièrement utile dans les derniers stades de traitement et plutôt contre-indiqué dans les stades initiaux (42)

Pour diminuer la rigidité et le taux charge/déformation élevé de l'acier inoxydable et, par là même son niveau de force, le praticien peut soit utiliser des fils plus petits (ce qui a pour inconvénient de moins bien remplir la lumière des boîtiers et de réduire le contrôle) ou incorporer des boucles pour diminuer le module d'élasticité, ce qui augmente le temps de travail au fauteuil et augmente l'inconfort du patient (43)

3.3. Les alliages à base de titane

3.3.1. Le TMA ou bêta titane

Le bêta-titane fut introduit en orthodontie par Burstone dans les années 1980 et a été commercialisé sous le nom de **TMA (Titanium-Molybdenum Alloy)**.

Le but avoué du développement de cet alliage était de remplacer l'acier inoxydable par un matériau qui produirait des forces légères et continues.

Le TMA est composé de 78% de titane, 11,5% de molybdène, 6% de zircone et 4,5% d'étain. Burstone et Goldberg en 1980 ont montré que le TMA est caractérisé par une résilience élevée (il a une plus grande plage de déformation élastique), un taux charge/déformation et une rigidité inférieure à ceux de l'acier inoxydable (pour la production de forces plus légères), ainsi qu'une grande malléabilité (mise en place de boucles...) (44).

3.3.2. Le Nickel-Titane

Autrefois le seul alliage couramment employé en orthopédie dento-faciale était l'acier. La variation des forces transmises aux dents était réalisée par la variation de section du fil orthodontique.

L'apparition des alliages comportant du titane a révolutionné la discipline en permettant une orthodontie « à module d'élasticité variable », c'est-à-dire qu'il existe désormais une plus grande possibilité de choix d'élasticité pour un fil de même section (45)

La large utilisation en orthodontie des fils à base de Nickel-Titane repose sur les propriétés suivantes :

- Des fils de section élevée génèrent, au contraire des fils d'acier, des niveaux de force faibles malgré leurs dimensions et peuvent être utilisés dès les premières phases du traitement orthodontique
- Ces arcs permettent d'assurer dès le début du traitement un contrôle tridimensionnel des unités dentaires de par le faible jeu entre le fil et la gorge de l'attache
- L'effet détente conséquent permet des mouvements dentaires de plus grande amplitude

- Ces fils développent des forces et des moments constants en raison de leur superélasticité
- Ces arcs retrouvent leur forme initiale après avoir été portés à la température de la cavité buccale.

Les alliages en NiTi possèdent généralement deux propriétés particulières : la superélasticité et la mémoire de forme.

3.4. Les fils adaptés à chaque phase de traitement orthodontique

Le traitement orthodontique peut être complexe et requiert de la part du clinicien de bien comprendre les propriétés mécaniques des fils pour les utiliser le plus adéquatement possible lors des différentes phases du traitement. Généralement, le traitement orthodontique est divisé en 3 phases :

- **La première phase** de traitement est une phase de correction des rotations dentaires et de nivellement. Le praticien cherche lors de cette phase à pouvoir introduire le fil dans tous les boîtiers même en présence de sévères malpositions. Pour cela il cherchera à utiliser un fil qui possède : une résilience élevée, une zone élastique large, un module d'élasticité bas, une limite élastique élevée et une forte mémoire élastique. Il pourra donc utiliser lors de cette phase des fils en Ni-Ti équiatomique (50% Ni et 50% Ti).

- Lors de **la deuxième phase** de traitement, les objectifs seront une correction de nombreux mouvements ; en deuxième et en troisième ordres, les fermetures d'espaces et les mouvements d'ingression et d'égression. Cette phase est plus longue que la première et nécessite l'utilisation de fils qui possèdent un module d'élasticité moyen, une bonne formabilité (pour pouvoir incorporer des boucles et des plis), une bonne mémoire élastique, un taux de friction bas et la capacité d'être soudable. Il pourra donc utiliser lors de cette phase des fils en acier inoxydable et en TMA.

- **La dernière phase**, dite de finition, peut se subdiviser en deux étapes distinctes :

- Utilisation de fils très rigides pour maintenir les résultats obtenus et permettre l'utilisation de mécaniques inter-arcades.

Le praticien aura recours à des fils de modules d'élasticité élevés, soudables, possédant une bonne formabilité et une grande résistance à la fracture. L'acier inoxydable et le TMA sont utilisables.

• La deuxième étape peut être nécessaire si tous les objectifs ont été atteints sauf une intercuspidation parfaite. Il pourra alors avoir recours à des fils plus flexibles qui permettent un certain jeu pour arriver à une intercuspidation qui réponde à ses objectifs cliniques.

Il pourra, dans ce cas, avoir recours à des fils en acier inoxydable tressés de gros diamètre (pour remplir la lumière des boîtiers et conserver un contrôle du torque) ou à un fil en NiTi au maxillaire qui autorise une légère régression pour corriger l'occlusion.

En conclusion, on peut dire que les fils en alliages NiTi sont excellents pour les phases initiales d'alignement et de nivellement, car ils peuvent transmettre des forces quasi- constantes pour une importante activation et cela sans jamais acquérir de déformation permanente.

Par contre dans certaines situations cliniques, ils seront impossibles à utiliser à cause de leur pauvre malléabilité et de leur manque de soudabilité et on leur préférera les fils en acier ou en TMA.

CHAPITRE III : LA CORROSION ET SES METHODES D'EVALUATION

1. La corrosion

1.1. Définition

Le terme de corrosion désigne l'altération d'un matériau, généralement un métal, par une réaction chimique ou électrochimique avec un oxydant (le dioxygène et le cation H^+ en majorité), ce qui entraîne une dégradation du matériau et de ses propriétés.

Le problème de corrosion atteint aussi le domaine de l'odontologie, le matériel et les nombreux alliages utilisés en odontologie peuvent être soumis à ce phénomène qu'il est important d'étudier pour mieux le comprendre et y faire face.

Les propriétés chimiques de la salive dépendent des concentrations de ses composants, du pH, de la tension de surface et de la capacité tampon. Chacun de ces paramètres influence la force de tout électrolyte.

L'importance du processus de corrosion résultant sera contrôlée par ces variables. Les caractéristiques qui déterminent les conditions de corrosion des matériaux dentaires sont des réactions d'oxydation et de réduction, et de passivation ou formation d'un film passif d'oxyde métallique à la surface du métal (46)

La corrosion entraîne une dégradation du matériau et de ses propriétés. En effet, elle change non seulement la nature de la surface, mais aussi la résistance mécanique du matériau. En outre, les produits de corrosion peuvent être libérés dans les tissus environnants, induisant des réactions locales et générales (47)

1.2. Principe général de la corrosion (48)

Pour les biomatériaux métalliques, la forme la plus pertinente est la corrosion aqueuse, telle qu'elle se produit à la surface d'un métal plongé dans un électrolyte aqueux.

Il se produit toujours deux réactions où les électrons sont échangés : $M \rightleftharpoons M^{n+} + ne^-$

- L'une anodique avec oxydation du métal
- L'autre cathodique dans laquelle les électrons créés par l'oxydation sont consommés (réduction). L'ensemble du processus de corrosion peut être arrêté en bloquant l'une ou l'autre de ces deux réactions.

Les différents métaux et alliages se comportent de trois manières dans un milieu donné :

- Les métaux inertes ne s'oxydent pas et ne se corrodent pas.

- Les métaux actifs s'oxydent et se corrodent spontanément, libérant des ions métalliques dans le milieu.
- Les métaux passifs se recouvrent en surface d'une couche d'oxyde protectrice qui les protège contre la poursuite de la réaction corrosive.

Le milieu biologique (la salive) est capable d'influencer le comportement de la corrosion :

- Les molécules organiques peuvent se lier aux ions libérés par la corrosion, entraînant un déplacement de l'équilibre de la réaction d'oxydo-réduction.
- La stabilité de la couche d'oxyde sur le métal est affectée par le pH, les substances organiques présentes et par le niveau d'oxygène dissous : une déficience d'oxygène conduit à une corrosion accélérée.
- Des bactéries peuvent consommer l'hydrogène produit, d'où le déplacement de l'équilibre des réactions de corrosion dans le sens d'une consommation de l'anode

1.3. Les différentes formes de corrosion des alliages orthodontiques

Dans la majorité des cas, la première manifestation tangible de la corrosion est d'ordre visuel : on constate le phénomène par sa localisation ou par la modification de l'aspect extérieur de l'objet qu'il affecte. Aussi, les diverses formes de corrosion que l'on rencontre portent souvent un nom évocateur de la manière dont elles se manifestent.

Il existe différents types de corrosion des alliages dont l'effet le plus notable est la perte en poids du métal et l'altération des propriétés mécaniques. Pour les biomatériaux métalliques, la forme la plus commune est la corrosion aqueuse.

1.3.1. Corrosion généralisée

La corrosion généralisée est la plus répandue. Elle concerne toute la surface de l'objet exposé à l'environnement. Elle peut être uniforme ou galvanique.

- **Corrosion uniforme (fig. 10)**

C'est la forme la plus connue et la plus fréquente. Il survient dans le cas d'un environnement homogène (absence de gradient de température, de pression ou de concentration le long de l'interface) et lorsque le métal lui-même présente vis-à-vis de cet environnement un comportement suffisamment homogène (homogénéité intrinsèque du matériau due à l'absence d'inclusions ou de défauts structuraux). (49)

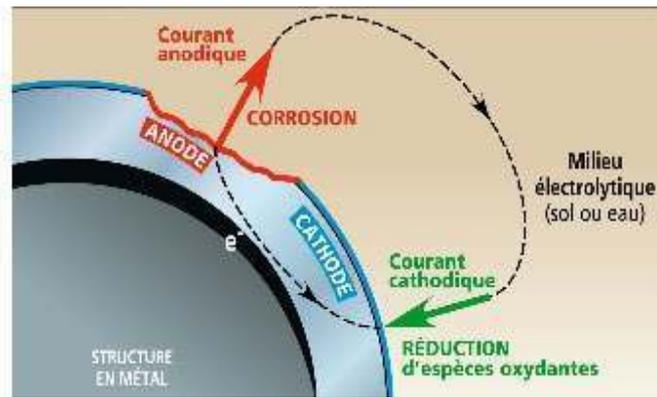


Figure 10 : Schéma de la corrosion uniforme (59)

- **Corrosion galvanique** (fig. 11)

Elle se rencontre quand il y a couplage de métaux différents au sein d'un même électrolyte. Comme son nom l'indique, elle résulte de la formation d'une pile qui conduit à une hétérogénéité de l'attaque. Les zones où se produisent les réactions anodique (corrosion du matériau) et cathodique (réduction de l'oxydant) sont distinctes.

La corrosion galvanique est aussi appelée corrosion bimétallique, car elle provient d'un contact électrique entre deux métaux de natures différentes immergés dans un électrolyte corrosif.

En effet, si on met en relation deux métaux différents au sein d'une solution électrolytique, il va se créer un effet de pile. Le métal le plus noble (cathodique) va devenir électronégatif tandis que le métal le moins noble (anodique) va se dissoudre. Ce phénomène peut également avoir lieu au sein d'un alliage trempé dans une solution électrolytique comme la salive.

La corrosion s'intensifie sur le métal le moins noble (anode : potentiel redox le plus faible) alors qu'elle s'arrête sur le métal le plus noble (cathode : potentiel redox le plus élevé).

Les sites anodiques et cathodiques sont distincts. Plus l'écart entre les potentiels respectifs des métaux en présence est grand, plus la corrosion est amplifiée, à la fois dans la cinétique de dégradation et dans la génération d'ions dans le milieu (49)

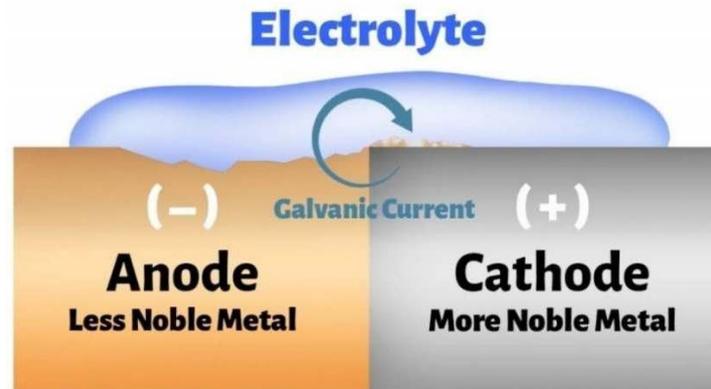


Figure 11 : Schéma de la corrosion galvanique (50)

Le milieu, l'existence de films protecteurs (passivation), les contraintes mécaniques et le rapport des surfaces des métaux en contact influencent la vitesse de corrosion. Ce phénomène peut se produire sur deux parties d'un même métal qui ne sont plus au même potentiel à cause d'une hétérogénéité ou d'un âge différent (51)

Le titane est plus noble que le nickel, ce qui explique la propension d'un alliage en NiTi à devenir plus riche en titane et plus pauvre en nickel suite au phénomène de corrosion galvanique.

Dans les techniques orthodontiques segmentées (de Ricketts ou Burstone) l'utilisation de différents alliages côte à côte est chose fréquente. Ces techniques sont donc susceptibles d'augmenter le risque de corrosion par couplage galvanique (52)

1.3.2. Corrosion localisée (Fig.12) (49)

C'est une corrosion différente de la corrosion uniforme, elle se manifeste dans un lieu spécifiquement anodique d'une surface ou d'une structure métallique. On distingue clairement les endroits anodiques et cathodiques. En pratique, la corrosion localisée provient d'une hétérogénéité du matériau ou de l'environnement

Ce phénomène survient lorsque le matériau est mis en présence d'un environnement présentant vis-à-vis de lui un comportement sélectif. Cette sélectivité peut avoir des origines multiples tant au niveau du matériau (alliages hétérophasés, présence d'inclusions, protection de surface localement défectueuse, matériaux bimétalliques...) qu'au niveau de l'environnement (variation locale de composition, de pH ou de température).

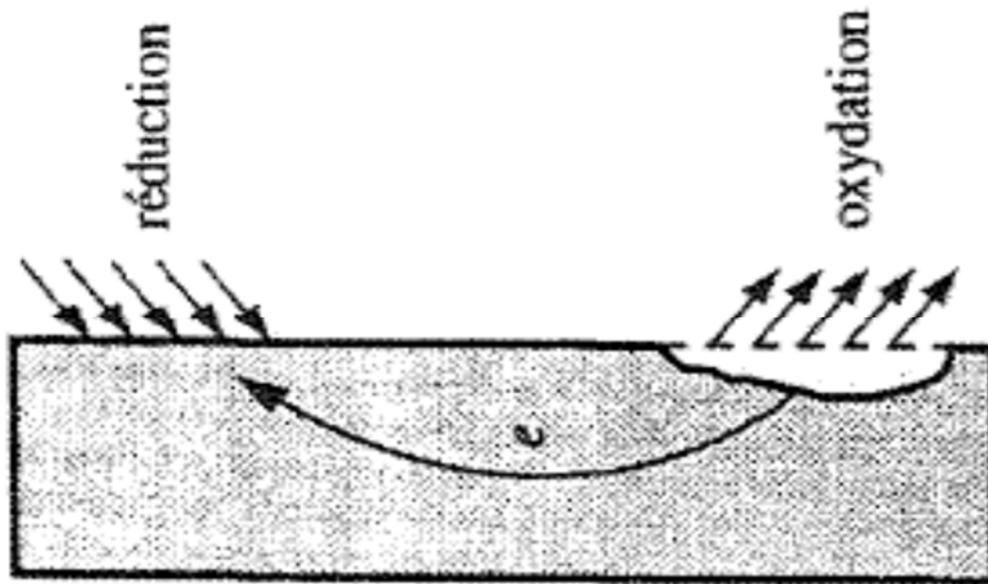


Figure 12 : Schéma de la corrosion localisée d'un métal (53)

- **Corrosion par piqûres** (Fig. 13)

Elle se produit lorsque la couche protectrice d'oxyde présente sur la surface de métal se dégrade, ce dernier peut alors perdre des électrons par oxydation en présence d'une solution aqueuse corrosive. Cette réaction électrochimique produit la formation de petites cavités ou « piqûres ». C'est la corrosion d'une surface métallique confinée à un point ou à une zone très réduite et qui prend la forme d'une cavité de quelques dizaines de micromètres. Elle est produite par des anions, notamment les chlorures sur les métaux protégés par un film d'oxyde (acier inoxydable, titane). Elle peut être très rapide (51)

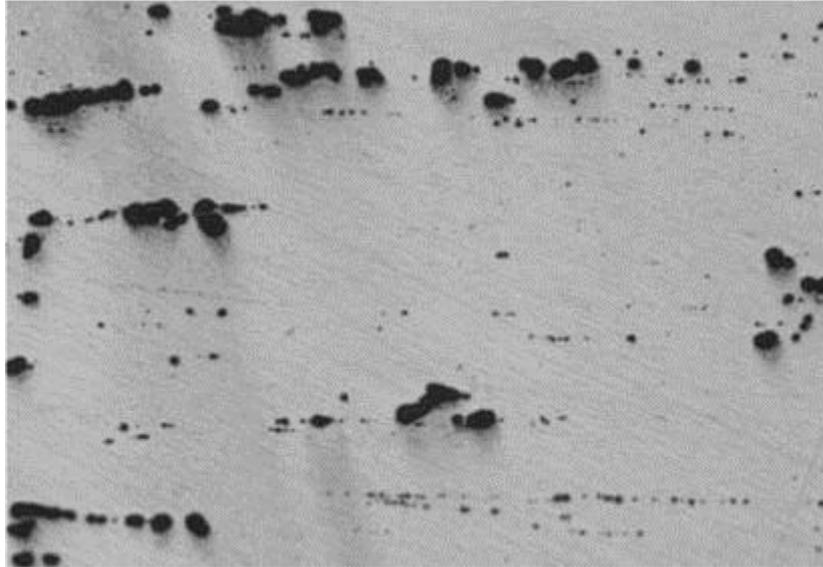


Figure 13 : Schéma de la corrosion par piqure d'un alliage d'aluminium (54)

L'initiation des piqûres se fait par rupture mécanique (chocs, rayures ...) ou chimique (solution contenant des chlorures, hypochlorite...).

Une fois, le défaut crée dans la couche de passivation, la croissance des piqûres se fait par la mise en action d'une pile électrochimique.

- le fond de la piqûre est le siège de la réaction anodique,
- la surface de la pièce restée passive est le siège de la réaction cathodique.

Le processus de propagation de la piqûre est entretenu par le degré d'acidité que l'on rencontre au fond de la cavité.

En effet, les ions chlorures créent un milieu favorable à la croissance de la piqûre et la réduction de l'agent oxydant produit des ions hydrogènes qui diminuent le pH à l'intérieur de la piqûre même si le pH de l'ensemble de la solution reste neutre. (55)

- **Corrosion inter-granulaire** (Fig. 14)

Comme son nom l'indique, cette forme de corrosion se manifeste par une attaque localisée aux joints de grains du matériau.

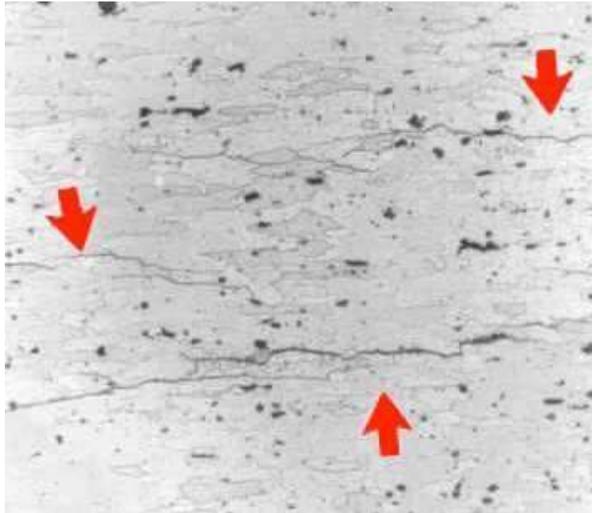


Figure 14 : Schéma de la corrosion inter-granulaire (56)

Ces derniers, en effet, constituent des zones désordonnées par rapport au réseau cristallographique plus régulier des grains.

Ils contiennent de ce fait de nombreux défauts de structure (lacunes, dislocations) favorables à la précipitation de phases intermétalliques ou de composés métalliques tels que les carbures, ainsi qu'à la ségrégation d'impuretés en solution solide. (55)

- **Corrosion sous contrainte mécanique (Fig. 15)**

Elle est due à la fatigue du métal associée à un environnement corrosif. Ce type de corrosion se traduit par un processus de développement de fissures, pouvant aller jusqu'à la rupture complète de la pièce sous l'action combinée de la tension mécanique et du milieu corrosif. Lorsque l'arc est engagé dans des brackets collés sur une arcade dentaire encombrée, l'état de réactivité (création de contraintes d'étirement et de compression) de l'alliage augmente.

Ainsi, une différence de potentiel électrochimique s'installe avec des surfaces spécifiques jouant le rôle d'anode et d'autres de cathode.



Figure 15 : Schéma de la corrosion sous contrainte (50)

Les fils en NiTi restent dans l'environnement buccal durant plusieurs mois et subissent un grand nombre de contraintes lors de la mastication. En dépit de la bonne résistance à la corrosion des NiTi sous contrainte, la rupture de fils NiTi a fréquemment été retrouvée dans les études cliniques (57).

Wang et al., en 2011 ont montré la rupture du fil NiTi, suite à sa fragilisation par corrosion sous contrainte en salive artificielle durant leur service (58). Les légers changements de température vont provoquer une transformation de phase dynamique qui va causer un changement de l'état de surface.

- **La corrosion caverneuse** (Fig. 16)

Ce type de corrosion siège entre deux surfaces fermées ou dans des zones très étroites. Dans ces zones, l'échange d'oxygène est impossible. Il en est de même dans les zones où il y a des solutions stagnantes. En premier lieu il y a une diminution du pH. La couche passive de l'alliage se dissout et le processus de corrosion s'accélère.

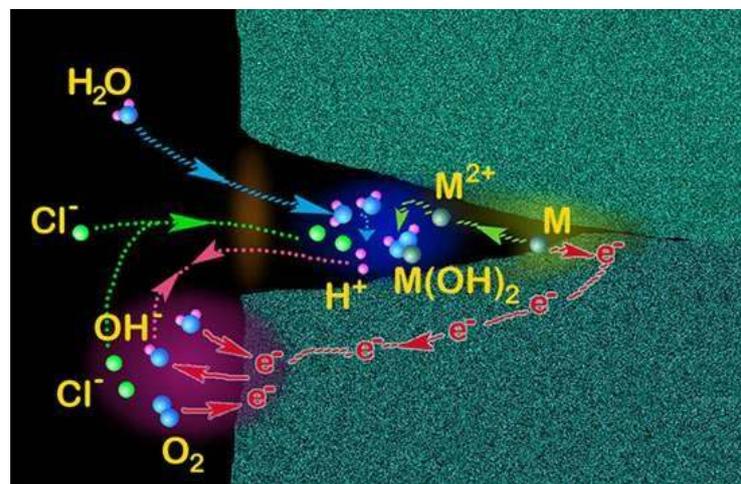


Figure 16 : Schéma de la corrosion par crevasses (59)

1.4. Les effets biologiques de la corrosion

Le dispositif orthodontique est destiné à rester en contact plus ou moins prolongé avec le milieu buccal, il doit donc être biocompatible et stable.

Le comportement en milieu buccal des biomatériaux utilisés en orthopédie dento-faciale repose sur un mécanisme à double sens : les effets du biomatériau sur le milieu (biocompatibilité) mais également les effets du milieu sur le biomatériau (biodégradation). La

biocompatibilité inclut la résistance à la corrosion et la tolérance des tissus aux alliages utilisés. Elle correspond à l'aptitude d'un biomatériau à remplir pleinement la fonction pour laquelle il a été conçu, sans porter atteinte à la vitalité du milieu biologique dans lequel il est inséré. La biodégradation est définie comme la dégradation des caractéristiques d'un biomatériau créé par l'environnement biologique dans lequel il fonctionne. Le biomatériau ne peut plus remplir sa fonction correctement et il peut même devenir dangereux (libération de produits de dégradation). Le nickel est un produit presque toujours présent dans la constitution des différentes parties des appareils orthodontiques et peut, à une certaine dose, provoquer des troubles dans l'organisme. Ce composant retient particulièrement l'attention à cause de son potentiel allergisant (hypersensibilités, dermatites et asthme), toxique et même cancérigène.

Les effets *in vivo* à long terme de l'ensemble de ces matériaux ne sont pas encore exactement évalués et les interactions cellulaires et moléculaires de ces matériaux avec leur hôte sont mal connues (60).

La sensibilisation au Ni suite à un traitement orthodontique est rare. Le patient sensibilisé au Nickel ne présente pas plus de risque de développer une réaction allergique buccale lors d'un traitement orthodontique que celui non sensibilisé.

1.4.1. Relargage d'ions métalliques et cytotoxicité

Le métal responsable de l'allergie est le Ni. Les brackets orthodontiques en acier inoxydable en contiennent. En effet, ces attaches contiennent le plus souvent moins de 15% de Ni alors que les arcs orthodontiques à base de Ni-Ti en contiennent jusqu'à 50%. Ceci dit, l'acier inoxydable, renferme du chrome qui forme une pellicule d'oxydes de chrome à la surface de l'alliage et empêche sa corrosion. Il est probable que l'altération de cette pellicule par abrasion notamment s'accompagne de la libération du Ni. Selon Darabara 2006, la cytotoxicité des biomatériaux utilisés en orthodontie a clairement été démontrée au cours de plusieurs études en évaluant les réponses cellulaires (61). En bouche, les systèmes orthodontiques sont à l'origine d'un processus de corrosion avec le relargage d'ions métalliques à leur plus haut degré d'oxydation, comme les ions nickel (Ni^{2+}) dont la cytotoxicité est connue au niveau des cellules. Le nickel a une action antigène, carcinogène et mutagène. Ce métal cause plusieurs réponses cytotoxiques dont une diminution de l'activité de certaines enzymes, crée des interférences dans les voies de signalisation biochimiques, et a des actions de type carcinogène et mutagène (62).

Mais le mécanisme de carcinogenèse du nickel est controversé car il semble varier selon la forme sous laquelle se présente le nickel (63). La plupart des auteurs ont montré que

l'absorption par voie digestive de cet élément est le mode d'administration le moins toxique. Tomakidi et al. 2000, ont pourtant montré que le nickel libéré par des matériaux orthodontiques induisait seulement une faible réaction cytotoxique et ne produisait pas de dommages au niveau de l'ADN (acide désoxyribonucléique) de kératynocytes humains. (64)

1.4.2. Réactions allergiques aux alliages dentaires

La biocompatibilité du nickel, responsable de réactions allergiques est toujours d'actualité. La directive européenne de juin 1994 (Directive 94/27/CE) limitant le taux de nickel dans les alliages, ne concerne que « les produits destinés à entrer en contact prolongé avec la peau ».

Paradoxalement les appareils destinés à rester dans le corps humain ou se trouvant en contact avec la cavité buccale ne sont pas concernés par cette réglementation, cette situation soulève de nombreuses questions éthiques et déontologiques (65).

2. Les Méthodes d'évaluation de la corrosion

Plusieurs phénomènes sont relativement lents et complexes notamment la corrosion. Afin d'évaluer les tendances de cette dernière on a recours à des techniques de simulation et de modélisation réalisées en laboratoire en utilisant des salives artificielles quand il s'agit de milieu buccal. Les essais relatifs aux alliages dentaires exécutés in vivo demeurent rares.

L'étude de la corrosion fait appel à de nombreuses techniques. On distingue :

- ❖ **Les méthodes qualitatives**, facilitent la compréhension, l'interprétation, et la prédiction de comportement relatif à un matériau dans certaines conditions. Elles permettent également d'effectuer des comparaisons entre matériaux de différentes natures (ex: évaluer le ternissement, mesurer le potentiel en circuit ouvert) ;
- ❖ **Les méthodes quantitatives**, permettent de mesurer, de manière directe ou indirecte, le degré effectif de dégradation du matériau testé dans certaines conditions (ex : méthodes gravimétriques, mesure du courant et de la vitesse de corrosion).

2.1. Examen visuel : évaluation du ternissement

On définit le ternissement comme étant une coloration de la surface, ou une légère perte ou altération du fini ou du poli de surface, qui est principalement d'origine chimique.

Dans le but d'évaluer la résistance au ternissement, le matériau est immergé selon des cycles relativement longs dans des milieux où la corrosion est favorable. Quand il s'agit

d'observation des surfaces ternies, il y a souvent recours à l'œil nu, au pouvoir de réflexion de la surface métalliques, ou encore en utilisant un microscope ou un spectrophotomètre. (54)

En général, les alliages dentaires seront immergés dans des solutions physiologiques (solution isotonique de NaCl, solution de Ringer) ou des solutions de salive artificielle (salive de Fusayama Meyer).

2.2. Méthodes gravimétriques

La réaction d'oxydation au niveau d'une surface métallique libère des ions en solution. Cela insinue théoriquement qu'il y aura une perte au niveau du métal oxydé. Pour identifier l'étendue de cette dégradation, il est convenable de peser le métal oxydé avant et après l'immersion dans le milieu corrosif.

Néanmoins, cette méthode n'est pas applicable sur la corrosion des alliages dentaires puisque ceux-ci s'oxydent très lentement ; en d'autres termes, les valeurs à mesurer sont extrêmement faibles et les réactions avec le milieu sont complexes.

En conséquence, les mesures peuvent être faussées à cause de la réaction de cations formés lors de l'oxydation anodique avec des anions du milieu d'essai, menant à la formation de composés insolubles adhérant à la surface du matériau. (54) (56)

2.3. Méthodes électrochimiques

Ces méthodes consistent à placer plusieurs électrodes différentes dans une cellule électrochimique qui contient un électrolyte pour évaluer le niveau de corrosion. Il est préférable que la cellule électrochimique soit thermostatée et que les conditions d'oxygénation de l'électrolyte soient contrôlées par bullage gazeux. La plupart des expérimentations sont effectuées dans des salives artificielles. Grâce à la solution de Fusayama, on peut faire des simulations correctes des conditions de corrosion in vivo.

Certains auteurs préfèrent limiter la corrosivité de ce milieu en ayant recours à de simples solutions de chlorure de sodium, généralement à 10g/l, éventuellement additionnées d'hydrogène-phosphate pour fixer le pH. (69)

Il faut toutefois prendre en considération le fait que la connaissance de l'environnement électrochimique réel de la cavité buccale demeure limitée. Il existe donc diverses salives artificielles pour tester ce milieu.

Elles ouvrent la porte à l'obtention de données in vitro dont l'interprétation reste hypothétique par rapport aux conditions in vivo Méthodes d'étude stationnaires



Mesure du potentiel de corrosion

En général, le potentiel de référence est le potentiel de repos, connu également sous l'appellation de potentiel en circuit ouvert ou potentiel de corrosion (E_{corr}) ; on parle donc de potentiel mixte pris par un métal immergé dans un milieu corrosif. C'est une grandeur thermodynamique dépendante de l'élément métallique et des paramètres liés au milieu corrosif. (54)

Il est simple de réaliser le montage expérimental. Il suffit de plonger l'électrode de travail (échantillon en métal à tester) et une électrode de référence (d'un potentiel constant) en solution, dans une cellule électrochimique.

Le potentiel est enregistré par un voltmètre une fois qu'il atteint le point de stabilisation. Le résultat est sous forme d'une courbe potentiel-temps ($E = f(t)$) qui renseigne les changements au niveau de la surface de l'électrode. Au cours de l'enregistrement, le potentiel de corrosion prend du temps avant d'atteindre une valeur stationnaire. Généralement, quatre cas peuvent se produire (58)

*Le potentiel augmente puis se stabilise. Ce phénomène peut refléter l'apparition d'un phénomène de passivation d'un métal par une couche protectrice qui isole le matériau de l'électrolyte.

*Le potentiel diminue puis se stabilise. Il peut s'agir d'une corrosion continue.

*Le potentiel diminue dans un premier temps puis augmente et se stabilise. Il peut s'agir de la destruction d'une couche passivante préexistante suivie d'une nouvelle passivation du métal par un agent oxydant de la solution.

*Le potentiel augmente puis diminue et se stabilise. Il peut s'agir de la formation d'une couche protectrice au premier contact de l'électrode suivie d'une destruction de la même couche par un phénomène de piqûres.

*Un dernier cas de figure théorique est à envisager : si le potentiel reste constant dans le temps, le métal ne subit aucune altération.

Le potentiel de repos permet d'estimer la tendance à l'oxydation et le degré de noblesse, ainsi que de fixer un caractère général d'anode ou de cathode à chacun des membres d'un couple galvanique. Néanmoins, la mesure du potentiel de repos ne donne aucune indication sur la

vitesse de corrosion (54). Pour le faire, il est nécessaire de mesurer la valeur de l'intensité du courant de corrosion.



Courbe intensité-potentiel :

En électrochimie, la condition thermodynamique fournit des informations mais demeure insuffisante pour caractériser un phénomène de corrosion. Il est nécessaire de prendre en compte le facteur cinétique avec un mode de représentation approprié.

D'une façon générale, il est possible d'estimer toute réaction électrochimique qui implique des charges électriques et les vitesses correspondantes à partir du tracé de courbes intensité-potentiel. On utilise un système à 3 électrodes dans le but d'obtenir ces courbes : un potentiostat impose un certain potentiel entre l'électrode de travail et l'électrode de référence, ce qui se traduit par le passage d'un courant entre l'électrode de travail et une contre-électrode (69). Outre la vitesse de corrosion proprement dite, d'autres phénomènes sont à prendre en compte, telle que la passivation.

Les métaux passivables, comme le titane, sont des métaux susceptibles de se recouvrir d'un film superficiel empêchant la dissolution du métal, l'épaisseur est de l'ordre de quelques dizaines à quelques centaines d'Angstrôm.

Ce type de comportement se caractérise par une courbe intensité-potentiel particulière avec présence d'un palier de passivation qui traduit un bon comportement vis à vis de la corrosion. (58)

a- Méthode non stationnaire : spectrométrie des impédances complexes

Des techniques de mesure non stationnaires sont également retrouvées dans la littérature récente, comme la méthode des impédances complexes.

C'est une méthode non destructrice et peu perturbatrice, tout comme la mesure des résistances de polarisation (67). Elle consiste à imposer une perturbation sinusoïdale de faible amplitude et de fréquence variable à une électrode métallique en situation de corrosion, et à mesurer l'impédance du système considéré. (66)

Du point de vue électrique, l'impédance représente l'opposition totale qu'un circuit présente au passage d'un courant alternatif.

Ainsi, si l'on impose un courant alternatif à une cellule électrochimique, on peut obtenir des informations sur l'état de surface de l'électrode de travail.

Les surfaces de l'électrode se comportent généralement, pour une fréquence donnée du courant alternatif comme un circuit composé d'éléments résistifs et capacitifs, dont on peut mesurer et analyser l'impédance. (51)

Le diagramme de Nyquist permet notamment de déterminer la résistance vraie du processus électrochimique de corrosion. L'allure du diagramme de Nyquist renseigne l'expérimentateur sur l'intervention de processus compliquant les réactions de corrosion, telles que les limitations par diffusion de réactifs ou l'adsorption de certaines espèces en solution sur les électrodes métalliques.

3. La corrosion des fils orthodontiques en milieu buccal

L'environnement buccal est favorable à la corrosion des alliages orthodontiques en raison des conditions thermiques, microbiologiques et enzymatiques qui accélèrent le processus de leur dégradation. En effet, une pièce passivée continue à se dissoudre, mais à une vitesse extrêmement lente car la couche dite « passive » fait un écran. La pièce est donc partiellement protégée de la corrosion.

En effet, cette couche de protection n'est pas infaillible ; elle est susceptible d'être détruite mécaniquement ou chimiquement. Même sans cette destruction, les films d'oxyde se dissolvent souvent lentement pour ne se reformer (repassivation) que lorsque la surface du métal est exposée à l'oxygène de l'air ou dissous dans la salive. (36)

Les conditions acides et les ions chlorures (Cl^-) peuvent accélérer le processus de corrosion. De ce fait, un régime riche en sel (chlorure de sodium) et des boissons acides carbonatées fournissent un apport régulier d'agents corrosifs. Les produits fluorés (dentifrice, solutions de rinçage) contribuent également à l'acidité buccale et provoquent une susceptibilité à la corrosion augmentée de certains métaux, en particulier le titane. (68)

La résistance à la corrosion du Ni-Ti est plus élevée que celle de l'acier inoxydable, car le film passif d'oxyde de chrome n'est pas aussi stable que celui du dioxyde de titane (TiO_2) (60). Ce phénomène est lié principalement à la quantité de titane dans l'alliage qui forme plusieurs types d'oxydes (TiO_2 , TiO , Ti_2O_5) dont le dioxyde de titane est le plus stable.

Corrosion d'origine microbienne

La corrosion microbienne a été remarquée depuis des années dans l'industrie (69). En effet, les microorganismes affectent la corrosion du métal et des alliages immergés dans un

environnement aqueux. Sous des conditions similaires, les effets des bactéries dans l'environnement oral sur la corrosion des matériaux métalliques dentaires restent inconnus.

Les études réalisées dans le domaine industriel, très touché par la corrosion bactérienne, montrent que les micro-organismes ne s'attaquent pas directement aux métaux mais modifient de façon drastique, par leur métabolisme, la physico-chimie à l'interface matériau-environnement (pH, concentration en oxygène, ...) créant des conditions pouvant initier ou accélérer la corrosion.

Bien que peu nombreuses, les études concernant les effets des microorganismes de la flore buccale sur la résistance à la corrosion des alliages dentaires, ont des résultats qui vont dans le même sens :

- En ce qui concerne plus précisément le Ni-Ti, les résultats de Chang et al. , montrent que la présence dans le milieu d'étude (salive artificielle) de *S. mutans* ou des produits issus de son métabolisme réduit la «noblesse» (potentiel en circuit ouvert) des alliages dentaires et fait également diminuer leurs potentiels de corrosion (Ecorr) (70).

La présence de produits du métabolisme de la bactérie dans le milieu expérimental augmente aussi le courant de corrosion (Icorr) du titane qui passe de valeurs de l'ordre de 10^{-8} A.cm⁻² à des valeurs de l'ordre de 10^{-7} A.cm⁻².

Ces résultats démontrent, avec réserves, que les bactéries appartenant à l'espèce *S. mutans*, même si elles ne provoquent pas de rupture du film de passivation dans ces conditions expérimentales, diminuent la résistance à la corrosion des alliages à base de titane et leur aptitude à la passivation.

Selon les auteurs, (36) (71) l'acide lactique produit par ces bactéries pourrait expliquer ce phénomène. *S. mutans* est une des bactéries les plus communes de la cavité buccale. Son potentiel cariogénique a été démontré dans de nombreuses études.

DEUXIEME PARTIE :
ETUDES IN VIVO ET
IN VITRO

Chapitre I: effet de l'appareillage orthodontique fixe sur la microflore buccle – etude bacteriologique comparative

1. Introduction

Les appareils orthodontiques fixes sont considérés comme compromettant dentaire en raison de l'accumulation de micro-organismes buccaux qui peuvent entraîner une déminéralisation de l'émail, cliniquement visible sous forme de lésions de taches blanches

« white spots », qui peuvent se produire en raison de biofilm. (71)

La formation de biofilm se manifeste en raison d'interactions complexes entre les levures, les bactéries, les nutriments et la salive ou même les protéines sériques (25).

La pose de l'appareillage orthodontique fixe sur les dents entraîne des effets secondaires iatrogènes (25). Pendant le traitement, les lésions dentaires deviennent difficiles d'accès, le pH diminue, le volume de la plaque dentaire est plus élevé et la flore bactérienne peut subir un changement qualitatif. Tous ces facteurs augmentent le risque de la carie. Certaines études ont examiné les interactions entre l'appareillage orthodontique et les micro-organismes et n'ont détecté aucune association spécifique entre les deux (4) (72), alors que d'autres (73) (7) ont montré que les changements dans la flore dentaire apparaît après le début du traitement orthodontique avec une prévalence plus élevée des streptocoques oraux et de lactobacilles qui font partie de la flore bactérienne normale de la cavité buccale et qui sont associées à la carie dentaire. Cependant, il existe une pénurie de littérature sur ce sujet, chez les patients orthodontiques marocains. Dans ce cadre, le but de la présente étude était d'analyser les changements qualitatifs de la flore bactérienne buccale à différents stades du traitement orthodontique, chez un échantillon de la population marocaine.

2. Matériels et méthodes

2.1. Échantillon de patients

Notre échantillon était sélectionné au hasard des candidats au traitement orthodontique qui se sont présentés au service d'ODF du centre de consultations et de traitements dentaires, Rabat, Maroc, pendant la période d'Octobre 2015 à Novembre 2016. Et qui respectaient **les critères d'inclusion** ci-dessous :

- Patients ayant accepté de participer à l'étude, (Consentement éclairé) (annexe 1&2)
- Patients ayant bénéficié d'un examen clinique complet et ayant reçu des instructions d'hygiène buccale,
- Patients avec une denture permanente,
- Patients ayant un parodonte sain,
- Patients en bon état de santé générale,
- Patients sans antécédents de prise d'antibiotiques (3 mois avant la pose de l'appareillage orthodontique).

Les critères d'exclusion incluait (Annexe 3) :

- Allergie au Nickel,
- Le tabagisme,
- La grossesse,
- Les troubles généraux de santé,
- Les Antécédents de thérapie parodontale,
- Utilisation des antibiotiques.

Des échantillons de plaque dentaire ont été prélevés à l'aide des écouvillons stériles **avant la pose des appareillages orthodontiques fixes** pour déterminer les bactéries chez ces patients, la première lecture a été enregistrée comme **T0**. Après cela, la pose de fils orthodontiques en nickel titane (G & H Wire Co., 0.018 " (0,45 mm) comprenant 55% de nickel et 45% de titane) et des Brackets (Ormco Corporation, Glendora, CA, États-Unis) a été réalisée par un seul opérateur pour éviter l'interopérabilité partialité. Après **une période d'un mois puis de trois mois plus tard**, les échantillons de la plaque ont été prélevés à nouveau dumême site (autour des brackets), les deuxièmes et troisièmes lectures ont été enregistrées comme **T1** et **T2**, respectivement. Les intervalles mentionnés ont été choisis sur l'hypothèse qu'une colonisation bactérienne suffisante aurait lieu après la mise en place d'un appareillage orthodontique fixe. Tous les patients avaient appris et démontré la technique de brossage avecdes brosses à dents manuelles (Oral B, Procter & Gamble, Cincinnati, OH, USA) à changer tous les 2 ou 3mois, un dentifrice fluoré , en précisant la durée de 2 à 3 minutes ou entre 30 et 45 secondes par secteur du milieu buccal, (en haut à gauche, en haut à droite, en bas à gauche, en bas à droite) 2 à 3 fois par jour ; les brossages du matin et du **soir** sont fondamentaux.(74).

2.2. Procédures microbiennes salivaires

2.2.1. Méthode de prélèvement

Pour chaque patient nous avons effectué 3 prélèvements de leur plaque dentaire à l'aide des écouvillons stériles (Fig. 17). Le premier prélèvement a été fait avant la pose de l'appareillage orthodontique, le deuxième après un mois et le troisième après 3mois. Pour le milieu de transport nous avons utilisé le milieu Schaedler avec vitamine K (78)



Figure 17 : Échantillon de la plaque prélevé avec un écouvillon stérile : A- avant de commencer le traitement orthodontique ; B- après le début du traitement orthodontique autour des brackets. (Service ODF, Centre de Consultation et de Traitement dentaire (CCTD) de Rabat)

2.2.2. Au laboratoire

🔬 Étude macroscopique des prélèvements

Elle a été effectuée à l'œil nu et nous a permis d'apprécier l'aspect macroscopique des prélèvements sur les écouvillons.

🔬 Étude microscopique

L'analyse microscopique (Fig.18) sur les prélèvements nous a donné une idée sur la forme des bactéries, leurs modes de groupement et leurs mobilités. De même, elle nous a orientées vers le choix des milieux de culture appropriée et des conditions d'incubation optimales.

Examen à l'état frais :

Nous avons adopté la procédure suivante :

- ❖ Déposer une petite goutte d'eau stérile sur la lame ;
- ❖ Faire une suspension homogène à l'aide de l'écouvillon ;
- ❖ Recouvrir avec une lamelle et éviter d'enfermer des bulles d'air ;
- ❖ Observer rapidement à l'objectif 40 en pleine lumière



Figure 18 : Observation microscopique à l'état frais à l'aide du Microscope Optique.

(Laboratoire de microbiologie hôpital Ibn Sina, Rabat)

2.2.3. Méthode d'isolement des bactéries :

Nous avons suivi les étapes suivantes :

- ❖ Diluer et ensemercer directement l'écouvillon sur les milieux choisis (Fig. 19);
- ❖ Diluer au dixième et ensemercer en étoile à l'aide d'une anse calibrée (10 μ l) sur le milieu de chocolat, pour isoler les colonies ;
- ❖ Mettre les boites de pétri dans l'étuve à 37°C pendant 24 h

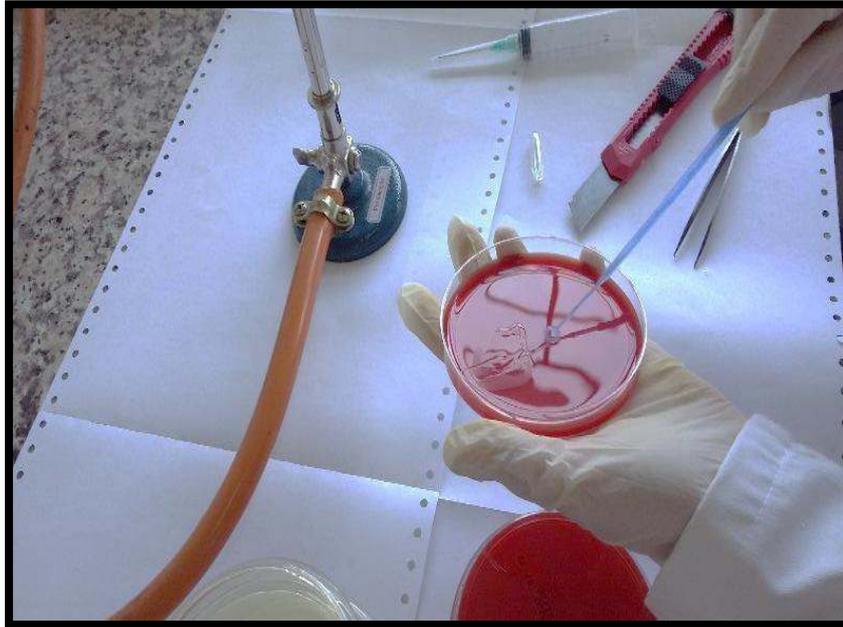


Figure 19 : Ensemencement sur le milieu gélose au sang avec une anse calibrée.
(Laboratoire de microbiologie hôpital Ibn Sina, Rabat)

Les milieux d'ensemencements

Les milieux d'ensemencements choisis ont été : La gélose au sang cuit (chocolat), la gélose DCL (Désoxycholate-Citrate-Lactose), gélose au sang frais. (Fig. 20)



Figure 20 : Les milieux d'ensemencement : gélose au sang, gélose chocolat, gélose DCL. (Laboratoire de microbiologie hôpital Ibn Sina, Rabat)

2.2.4. Identification des bactéries

Après 24 à 48 heures d'incubation à 37 °C pour les bactéries aérobies et de 2 à 7 jours pour les bactéries anaérobies, les colonies développées ont été examinées morphologiquement (Fig. 21). Chaque type de colonie a été repiqué sur un milieu de croissance non sélectif pour obtenir des cultures pures. Les colonies bactériennes isolées ont été identifiées sur la base de leurs caractéristiques morphotinctoriales (frottis colorés par Gram) et de leurs mode de croissances sur les milieux, et ils ont également subi des tests biochimiques et enzymatiques, Des galeries STREP (BioMerieux, SA) pour Streptococci et API-20A (BioMerieux, SA) pour les bactéries anaérobies.

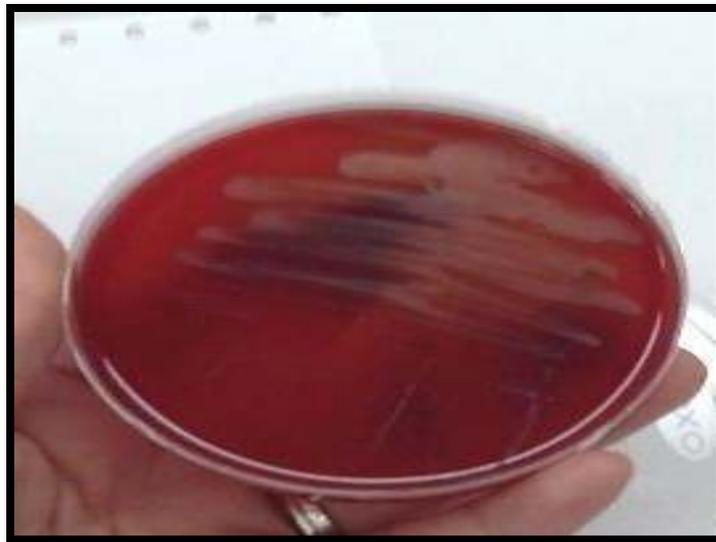


Figure 21 : Colonies poussées sur la gélose au sang.
(Laboratoire de microbiologie hôpital Ibn Sina, Rabat)

Examen après coloration de Gram :

Pour la réalisation de la coloration de Gram qui fait appel aux substances suivantes : Violet de gentiane phéniqué, le réactif de Lugol, la Fuschine, l'alcool (Fig. 22- a-), nous avons commencé par la préparation d'un frottis. Pour ceci nous avons déposé sur une lame propre, une goutte d'eau stérile, puis nous avons fait une suspension à l'aide de l'écouvillon. Après avoir séché et fixé le frottis au-dessus de la flamme du bec Bunsen, le frottis a été fixé, sans danger de contamination.

Après nous avons suivi les étapes suivantes :

- ❖ Recouvrir toute la lame de Violet de Gentiane. Laisser 1 minute ;
- ❖ Chasser le violet avec le Lugol. Laisser 1 minute ;
- ❖ Rincer à l'eau ;
- ❖ Recouvrir la lame d'alcool à 100°. Attendre 15 secondes ;
- ❖ Rincer immédiatement à l'eau. Laisser un peu d'eau sur la lame ;
- ❖ Mettre 2 gouttes de Fuchsine. Laisser 30 secondes ;
- ❖ Laver abondamment à l'eau ;
- ❖ Sécher délicatement la lame dans un papier jetable. Nettoyer au besoin le dessous de la lame avec un papier jetable, la lame doit être totalement sèche ;
- ❖ Observer à l'immersion en pleine lumière : mettre une goutte d'huile à immersion sur la lame totalement sèche. Observer à l'objectif x 100 (objectif à immersion). Ouvrir le diaphragme (Monter le condensateur si le microscope le permet). L'objectif doit toucher la goutte d'huile. (Fig. 22 b-)



a



b

Figure 22 : a- le kit de la coloration de Gram ; b- le dépôt d'une goutte d'huile à immersion sur le frottis. (Laboratoire de microbiologie hôpital Ibn Sina, Rabat)

Identification Automatisée

Pour assurer l'identification bactérienne, nous avons utilisé l'automate Phoenix (Becton Dickinson Automate de microbiologie Phoenix 100 © Sogemed) (Fig. 23).

Les souches bactériennes ont été conservées dans des cryotubes par gelé. Dans chaque cryotube, 1,5 ml de suspension bactérienne et 500 µl de glycérol de stock bactérien ont été mélangés ensemble et conservés au congélateur (-20 à -80 ° C), pour l'utiliser en cas de besoin (Fig. 24). Des recherches par le biais des méthodes de diagnostic moléculaire- génotypique seraient menée à l'avenir.



Figure 23 : Photo de l'automate Phoenix qui fait l'identification et l'antibiogramme des germes. (Laboratoire de Microbiologie hopital Ibn Sina. Rabat)



Figure 24 : Conservation des souches bactériennes dans des cryotubes de 1,5ml.
(Laboratoire de bactériologie faculté de médecine et de pharmacie Rabat)

2.3. Analyses statistiques

L'analyse statistique a été réalisée à l'aide du logiciel SPSS 13.0. Les données étaient analysées à l'aide de statistiques descriptives. Pour déterminer la signification des différences entre les trois groupes nous avons utilisées le Test exact de Fisher pour les variables qualitatives et le test de Friedman pour les variables quantitatives. La signification a été fixée à $p < 0,05$.

3. Résultats

3.1. Statistiques descriptives de la population étudiée.

L'étude a inclus 18 patients, 11 femmes (61%) et 7 hommes (39%) (Fig. 25). L'âge était entre 16 et 26 ans, l'âge moyen des patients était de $21,83 \pm 3,48$ ans (tableau 4). La différence entre les hommes et les femmes n'était pas significatif.

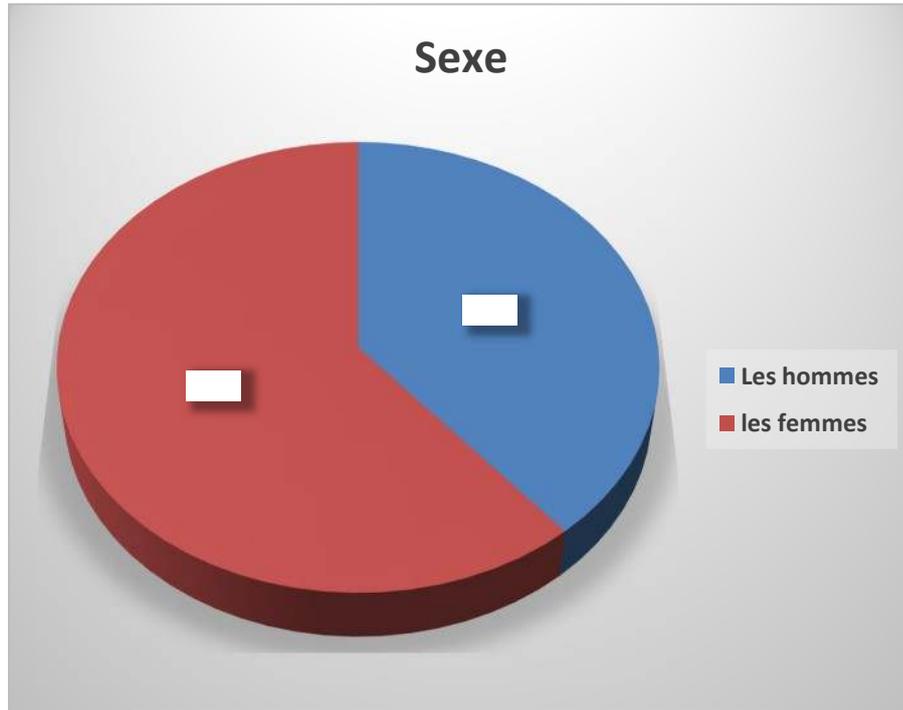


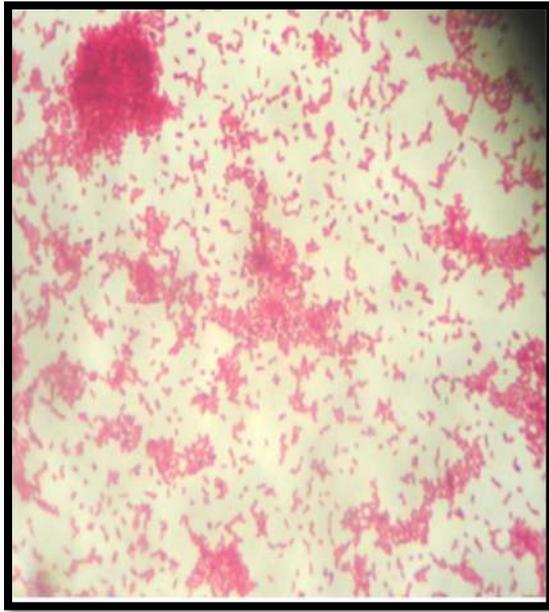
Figure 25 : Répartition des patients recrutés selon le sexe.

Tableau 4 : Age des patients recrutés

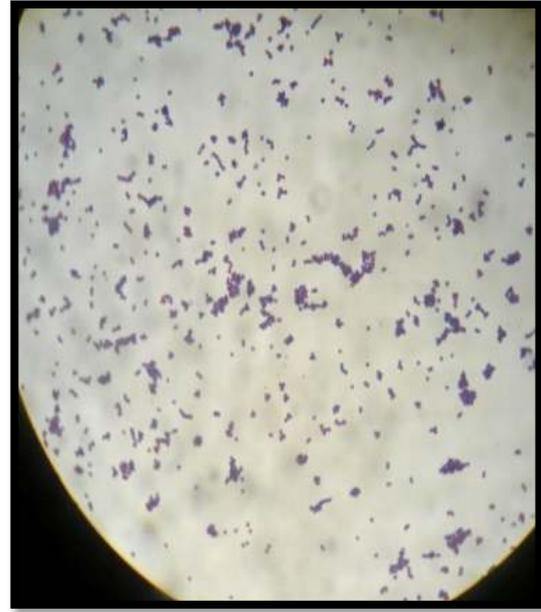
Effectifs	Moyen ± écart type	Min	Max
18	21,83 ± 3,48	16	26

3.2. Aspect macroscopique et microscopique

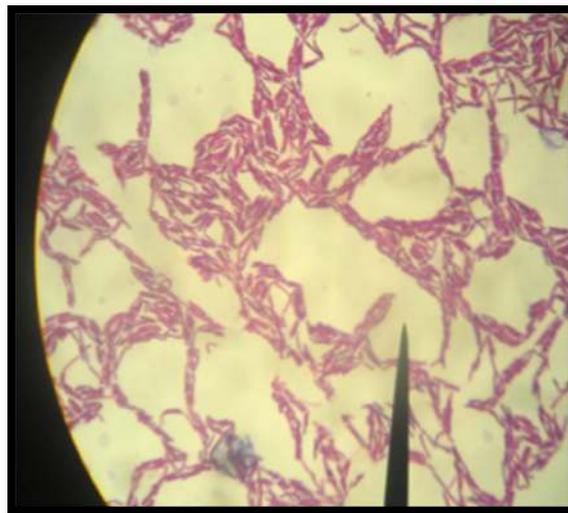
L'Observation des échantillons à l'œil nu et au microscope optique montre qu'ils ne sont ni hématiques ni purulents. Après l'isolement des colonies nous avons obtenu des cocci à Gram positif, des bacilles à Gram négatif et des bacilles à Gram positif.(Fig.26)



a



b



c

Figure 26: (a) Bacillus à Gram négative, (b) Cocci à Gram positive, (c) Bacillus à Gram positive (microscope optique obj x100). (Laboratoire de microbiologie hôpital Ibn Sina, Rabat)

3.3. Analyse descriptive des bactéries isolées

Nous avons isolé les 8 espèces de bactéries suivantes : *Streptococcus sobrinus*, *Streptococcus oralis*, *Streptococcus sanguis*, *streptococcus mitis*, *streptococcus salivarius*, *lactobacillus salivarius*, *klebsiela pneumoniae*, *Enterobacter cloacae*. La fréquence des bactéries isolés est présenté dans le tableau suivant :(tableau 5)

Tableau 5 : Analyse descriptive des bactéries isolées avant la pose de l'appareillage orthodontique T0, après un mois T1 et après 3mois T2, de la pose de l'appareillage orthodontique fixe.

Bactérie	N(T0)	N(T1)	N(T2)
<i>Streptococcus Sobrinus</i>	7	9	14
<i>Streptococcus oralis</i>	2	2	3
<i>Streptococcus Sanguis</i>	2	3	6
<i>Streptococcus mitis</i>	2	3	10
<i>Streptococcus salivarius</i>	3	3	3
<i>Lactobacillus salivarius</i>	2	6	8
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	0	0	2
<i>Enterobacter cloacea</i>	0	0	3

- Répartition des streptocoques oraux dans notre échantillon :

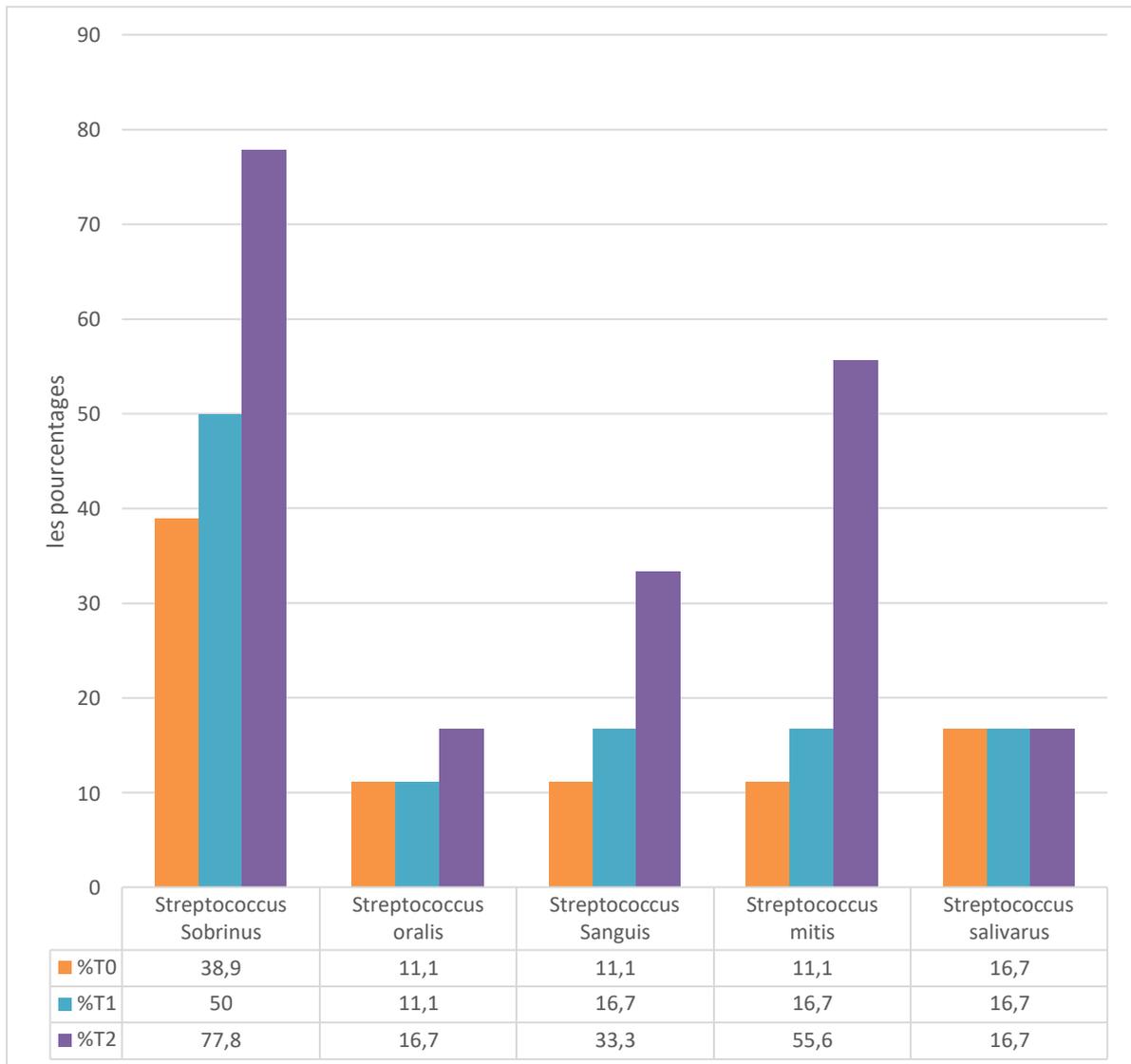


Figure 27 : Répartition des pourcentages des streptocoques oraux isolés à T0, T1, T2.

Nous avons constaté une prolifération des *Streptococcus sobrinus*, *streptococcus oralis*, des *Streptococcus sanguis* et *streptococcus mitis*. Et nous avons considéré que les *Streptocoques salivarius* ne prolifèrent pas avec la pose de l'appareillage orthodontique fixe. (Fig. 27)

- Répartition des lactobacillus et des entérobactéries dans notre échantillon :

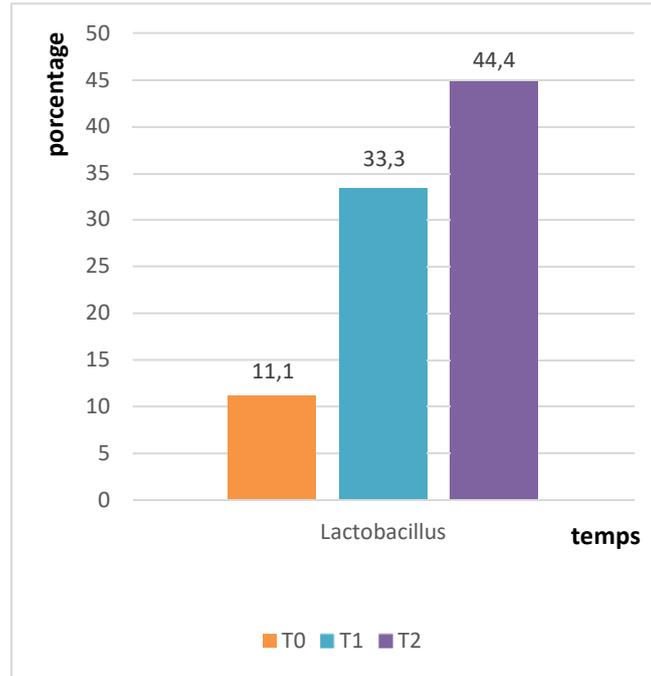


Figure 28 : Répartition des pourcentages des *lactobacillus salivarius* isolées à T0, T1 et T2

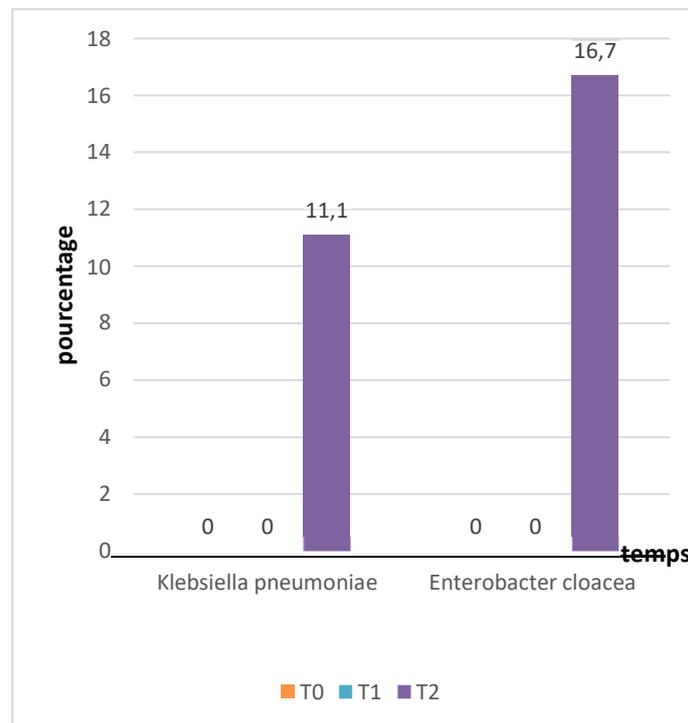


Figure 29 : Répartition des pourcentages des *klebsiella pneumoniae* et *Enterobacter cloacae*, isolés à T0, T1 et T2.

Le port de l'appareillage orthodontique fixe favoriserait la croissance et la prolifération des *lactobacillus salivarius* (Fig. 28), aussi l'apparition des entérobactéries après 3 mois de la

pose de l'appareillage orthodontique ce qui vrai semblablement liées au manque de l'hygiène buccale (Fig. 29).

3.4. Etude statistique comparative :

Aucune différence significative dans les fréquences n'a été enregistrée pour la plupart des bactéries analysées, de T0 à T1 et de T1 à T2. Cependant, les fréquences de *Streptococcus sobrinus* et de *Streptococcus mitis* ont considérablement augmenté, passant de T0 à T2 ($P \leq 0,016$, $P \leq 0,021$).

Quant à *Lactobacillus*, la fréquence a augmenté de façon significative de T0 à T2 ($P = 0,031$) et de manière non significative de T0 à T1 et T1 à T2. En ce qui concerne les entérobactéries, on remarque qu'il y a une apparition après 3 mois d'installation de l'appareil orthodontique fixe d'*Enterobacter cloacae* et *Klebsiella pneumoniae* (tableau 6)

Tableau 6 : Fréquence des bactéries analysées dans la plaque dentaire au cours de trois phases : avant la mise en place des appareillages orthodontiques fixes (T0), un mois après la mise en place des appareillages orthodontiques fixes (T1) et trois mois après la mise en place des appareillages orthodontiques fixes.

* $p < 0.05$ comparer avec T0

Bactérie	T0	T1	T2	P-value		
	Nombre (%)	N(%)	N(%)	T0 vs T1	T1 vs T2	T0 vs T2
<i>Streptococcus sobrinus</i>	7(38.9)	9 (50)	14(77.8)	0.5	0.125	0.016*
<i>Streptococcus oralis</i>	2(11.1)	2(11.1)	3(16.7)	1	1	1
<i>Streptococcus sanguis</i>	2(11.1)	3(16.7)	6(33.3)	1	0.375	0.219
<i>Streptococcus mitis</i>	2(11.1)	3(16.7)	10(55.6)	1	0.065	0.021*
<i>Streptococcus</i>	3(16.7)	3(16.7)	3(16.7)	1	1	1

<i>salivarius</i>						
<i>Lactobacillus</i>	2(11.1)	6(33.3)	8(44.4)	1	0.63	0.031*
<i>salivarius</i>						
<i>Klebsiella</i>	0	0	2 (11.1)	-	-	-
<i>pneumoniae</i>						
<i>Enterobacter</i>	0	0	3(16.7)	-	-	-
<i>cloacea</i>						

4. Discussion

Dans cette étude, nous avons constaté que les fréquences d'isolement de bactéries dans la cavité buccale chez les patients avant le placement des appareillages orthodontiques fixes, étaient inférieures à ceux mesurés après 1 mois et 3 mois de placement des appareillages orthodontiques, respectivement., le placement des appareils orthodontiques rend difficile l'élimination de la plaque dentaire par la simple utilisation d'une brosse à dents. De T0 à T2, nous avons noté une augmentation des bactéries cariogènes, en particulier *Streptococcus mitis*, *Streptococcus sobrinus* et *Lactobacillus salivarius*. Cette augmentation est statistiquement significative (P = 0,021 ; 0,016 ; 0,031).

Selon Chang et al. , L'augmentation de la présence des streptocoques oraux après la pose de l'appareillage orthodontique peut s'expliquer par le caractère irrégulier de leur surface, ce qui favorise la croissance des bactéries qui préfèrent se développer sur des surfaces rugueuses (75). Batoni et al. , ont montré que le traitement orthodontique a provoqué une modification dans la flore buccale avec une augmentation du nombre de bactéries cariogènes dans la plaque dentaire et la salive (25).

Nos constatations peuvent s'expliquer par le changement qualitatif de l'écologie orale, en d'autres termes, cela est dû à un changement de la composition bactérienne de la plaque dentaire chez les patients porteurs d'appareils orthodontiques. Ce résultat est conforme aux conclusions d'autres études (Kanaya en 2005 et en 2007 (72) (76) qui ont confirmé que le traitement orthodontique crée un effet favorable dans l'environnement à la fois quantitatif, augmentation rapide du volume de plaque, et aussi qualitatifs (77). Kitada et al., en 2009 ont trouvé chez 42 patients orthodontique, 1 cas de *Klebsiella pneumoniae* et 6 cas

d'*Enterobacter cloacae* (78). Dans notre étude, nous avons également distingué l'apparition de ces germes après 3 mois de pose de l'appareil orthodontique. Les résultats de la littérature montrent que *Klebsiella pneumoniae* et *Enterobacter cloacae*, qui sont des bactéries anaérobies et n'ont pas besoin d'air pour leur fonctionnement, sont parmi les principales causes de l'halitose qui est un symptôme à considérer dans la promotion de la santé et la prévention des maladies. (73)

Rosembloom et Tinanoff ont constaté qu'un traitement orthodontique entraînerait un changement de la flore buccale avec un effet remarquable tel qu'une augmentation du nombre de bactéries cariogènes (y compris les streptocoques oraux) dans la plaque dentaire et la salive (79). Dans notre étude, nous avons assisté à une prolifération de *Streptococcus mitis* et *Streptococcus sanguis* qui sont des bactéries cariogènes.

Peros et al. (80), ont constaté une augmentation significative des microorganismes cariogènes *Streptococcus mutans* et *Lactobacillus* dans la salive après le début d'un traitement orthodontique fixe, et ils ont présenté de nouvelles données sur la durée des changements microbiens salivaires suscités par la pose des appareillages orthodontiques fixe.

Selon Peros et al. En 2011, les résultats obtenus par succès des mesures de prévention antimicrobiennes pour les patients orthodontiques peuvent être améliorés par un bon timing. Autrement, ces mesures devraient être appliquées entre semaines 6 et 12 de traitement orthodontique, lorsque le nombre de *Streptococcus mutans* et *Lactobacillus* augmente dans le milieu buccal. Selon Market en 2013, l'utilisation à long terme des appareils orthodontiques peuvent avoir un effet négatif sur la flore microbienne et augmenter le risque de nouvelles lésions carieuses. D'après Antezack en 2018 les appareils orthodontiques favorisent la rétention de la plaque dentaire et rendent le brossage des dents moins facile. Ils entraînent des changements à la fois quantitatifs et qualitatifs de la plaque dentaire, exposant les patients orthodontiques aux caries dentaires et aux maladies parodontales, par conséquent il a recommandé, les orthodontistes doivent éduquer leurs patients sur l'hygiène bucco-dentaire et parodontale afin de contrôler ce facteur bactérien et d'éviter l'apparition de complications dentaires et / ou parodontales. (81)

En effet, les appareillages orthodontiques servent de sites de rétention bactérienne. La formation de biofilm sur les matériaux utilisés en odontologie conservatrice et en prothèse a été étudiée par plusieurs études. Cependant, très peu d'études ont examiné les interactions

entre les bactéries buccales, en particulier *Streptococcus mutans*, qui est la principale bactérie cariogène, et les différents matériaux utilisés en orthodontie. Les études in vivo ont généralement révélé une augmentation de la plaque avec une élévation spécifique des streptocoques oraux et des lactobacilles (82). Selon ces auteurs, les appareils orthodontiques constituent des sites supplémentaires de rétention de plaque qui favorisent la colonisation par certaines bactéries cariogènes (83).

Malgré les résultats de notre étude, cette dernière présente certaines limites :

- Echantillon de taille réduite ;
- Les techniques bactériologiques étaient classiques ;
- La non prise en compte de certains paramètres à savoir : la consommation en fluor, la consommation en saccharose.

5. Conclusion

Notre étude a consisté en l'évaluation des changements qualitatifs des bactéries de la flore buccale à des stades différents de traitement orthodontique fixe chez une population de jeunes marocains adultes.

Les résultats de notre étude ont montré qu'après la pose de l'appareillage orthodontique fixe le taux de certaines bactéries a augmenté alors que d'autres bactéries sont apparues. Les bactéries persistantes font partie intégrante des bactéries de la plaque dentaire ils sont cariogènes acidogènes et ont tendance à favoriser l'infection d'où la nécessité d'une hygiène buccale régulière essentiellement après chaque repas et le soir avant de se coucher. En plus d'un contrôle chez le dentiste à raison d'une fois par mois.

CHAPITRE II : EFFET DE STREPTOCOQUE MUTANS SUR LA CORROSION DE FILS ORTHODONTIQUE EN NITI

1. Introduction

Les dents sont constituées de sous-environnements plus petits où certaines espèces colonisent et prédominent en fonction de leurs besoins métaboliques. La plaque supra gingivale située au-dessus de la ligne gingivale de la surface de la dent est constituée de microorganismes aérobies pouvant causer des caries, tandis que la plaque sous-gingivale, située sous la ligne gingivale, est composée d'espèces anaérobies responsables de maladies parodontales (10) (84). Bien que des types spécifiques de bactéries productrices d'acide puissent favoriser la dégradation des structures dentaires dures ou des matériaux de restauration tels que les fils orthodontiques ou les amalgames dentaires ; ils peuvent également être dégradés lors d'un processus de biocorrosion (3). Parmi les nombreux micro-organismes présents dans la cavité buccale, *Streptococcus mutans* (*S. mutans*) est l'une des bactéries les plus importantes en raison de sa capacité à convertir le sucre en acide lactique et à contribuer à la carie dentaire (7). En outre, Un biofilm oral contenant une forte proportion de *S. mutans* peut se développer dans des environnements aérobies et anaérobies et se trouver dans différents habitats de la cavité buccale. Cette espèce provoque une diminution du pH de la cavité buccale (8), ce qui favorise la déminéralisation de l'émail et sa dégradation. Également la corrosion des matériaux dentaires (7). Ainsi, la bactérie est considérée comme un puissant microorganisme corrosif.

En dentisterie, le nickel-titane est le premier choix utilisé pour la 1^{ère} phase des malocclusions buccales et il est utilisé comme fil dentaire fixe en raison de sa bonne résistance à la corrosion, sa faible densité et sa grande résistance mécanique. Par rapport à d'autres alliages orthodontiques, sa biocompatibilité et sa grande élasticité fournissent une force légère et continue pour assurer des mouvements physiologiques et efficaces des dents (85). Le NiTi est un matériau très résistant à la corrosion par rapport aux autres matériaux métalliques utilisés en réhabilitation orale. Toutefois, le fils de NiTi peut se dissoudre dans certains milieux, tels que ceux contenant des concentrations élevées en fluorure (F), le peroxyde d'hydrogène (H₂O₂) et l'acide lactique. Il peut également se produire dans la cavité buccale (36). De plus,

la corrosion du titane augmente lorsque F, H₂O₂ et l'acide lactique sont combinés. . La corrosion du titane provoque la libération d'ions métalliques dans la cavité buccale pouvant stimuler une réponse inflammatoire initiale, entraînant une réaction toxique, mutagène et / ou carcinogène qui en résulte. Si la corrosion était sévère, l'effet in vivo pourrait être visible, et entraînant un changement de coloration de surface ou d'inflammation gingivale (86).

Dans la littérature, plusieurs recherches ont porté sur le comportement du nickel titane en présence de la bactérie cariogène *S. mutans*. Bahije et al., en 2011, ont observé un degré élevé de corrosion du fil orthodontique en NiTi en présence de *S. mutans* pendant une période d'immersion de deux heures. Ensuite, ils ont recommandé des investigations supplémentaires avec une prolongation du temps d'immersion de l'alliage dentaire en présence de bactéries.

Le but de cette étude était donc de comparer le comportement électrochimique de l'alliage dentaire NiTi dans la salive artificielle avec et sans la bactérie *S. mutans* avec un temps d'immersion de 24h.

2. Matériels et méthodes

2.1. Matériels

❖ Les échantillons de fils

L'alliage étudié était un fil en Ni-Ti du commerce (G&H® Wire Co.) de section ronde d'un diamètre de 0.45mm constitué de 55% de nickel et 45% de titane (Fig. 30). Les fils préformés en arc idéal, présentaient un état de surface parfaitement lisse et brillant, et n'ont subi aucun traitement de surface.



Figure 30 : Fils en nickel titane. CCTD, Rabat

❖ **Matériel pour la préparation des milieux de culture :** (figure 31)

- Mutans salivarius agar, (annexe 4) ;
- Autoclave ;
- Hotte à flux laminaire ;
- Boîtes de pétri, réfrigérateur ;
- Bêchers ;
- Barreaux magnétiques ;
- Agitateurs magnétiques ;
- Pipettes en verre.



Figure 31: matériel pour la préparation de milieu de culture mutans salivarius agar
(Laboratoire de microbiologie, faculté de médecine et de pharmacie, Rabat)

❖ **Matériel pour la préparation de la souche bactérienne :**(Fig. 32)

- La souche bactérienne lyophilisée *S.mutans* 19305CIP 103220 de (CRBIP) (Fig. 33)
- Le bouillon de soja tryptic soja(TSB) de GranuCult ®,
-

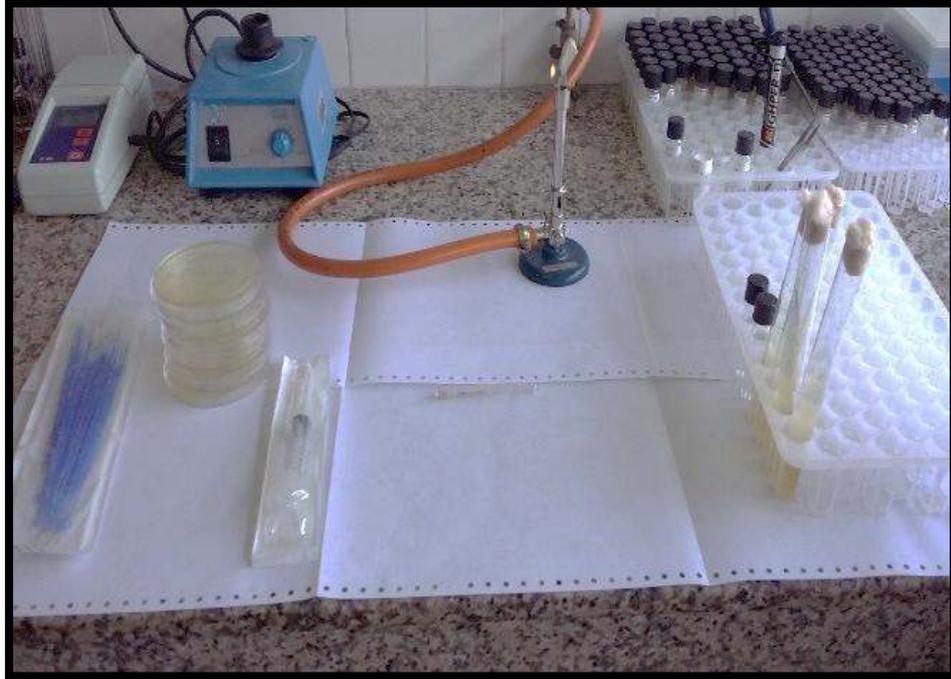


Figure 32 : Matériel de la préparation de la souche lyophilisée de la *streptococcus mutans*
(Laboratoire de bactériologie, Hôpital Ibn Sina Rabat)



Figure 33 : La souche lyophilisée *S. mutans*
(Laboratoire de bactériologie, Hôpital Ibn Sina Rabat)

❖ **Matériel pour l'identification bactérienne :**

- Le kit de coloration de Gram (voir annexes) ;
- Lames et lamelles ;
- Microscope optique ;
- Huile à immersion ;
- Automate phoenix (BioMérieux. SA).

❖ **Les solutions de l'étude :**

Nous avons utilisé deux solutions :

- **Solution 1**, contient de la salive artificielle de Fusayama (SA); la composition est montrée dans (tableau 7), avec le bouillon tryptic soja (TSB) comme milieu d'enrichissement (Becton, Dickinson BDTM), cette solution a été stérilisée à une température de 121 à 124 ° C pendant 15 min.
- **Solution 2**, contient du SA, du TSB et du *S. mutans*

Tableau 7: Composition de la solution de Fusayama.

KCl	NaCl	CaCl ₂ .2H ₂ O	NaH ₂ PO ₄ .2H ₂ O	Na ₂ S.9H ₂ O	Urea
0.4 g/L	0.4 g/L	0.906 g/L	0.690 g/L	0.005 g/L	1 g/L



Figure 34 : Matériels pour l'étude électrochimique, fils enrobés avec le Tafel, solution 1 (Sa+ TSB + *S.mutans*) , solution 2(SA+TSB). (Laboratoire de microbiologie, FMP, Rabat)

2.2. Méthodes

❖ Préparation des échantillons de fils

Pour l'étude électrochimique, un fil de Ni-Ti a été enrobé avec le tafel qui est inerte et non conducteur, en prenant comme précaution de laisser leur extrémité dégagée pour la raccorder au Potentiostat/Galvanostat. Une longueur de 15mm du fil de Ni-Ti était prévue pour être immergée dans la solution. La surface exposée était de ce fait égale à 0.2 cm². (Fig. 34)

❖ Mise en culture et identification des souches lyophilisées :

Nous avons suivi la procédure suivante :

- Prendre l'ampoule, faire 3 traits de crayon graveur à l'étranglement prévu à cet effet ;
- Désinfecter à l'alcool, sécher à la flamme. Casser l'ampoule ;
- Réhydratée avec 0,2 ml de bouillon Brain Heart Infusion (BHI) de GranuCult ® ;
- Repiquer une goutte du lyophilisat sur une gélose mitis salivarius ;
- Mettre une goutte dans le tube de bouillon nutritif ;(fig.36)
- Conserver une goutte intacte et étaler la seconde en 3 secteurs afin d'obtenir des colonies isolées ;
- Mettre à l'étuve boîtes et tubes pendant 24 à 48h avec une température de 37°C ;



Figure 35 : La préparation de la gélose mitis salivarius. (Laboratoire de microbiologie, FMP de Rabat)



Figure 36 : Mettre une goutte de de la solution qui contient la souche dans la gélose sélective. (Laboratoire de microbiologie, Hôpital Ibn Sina, Rabat)

❖ **L'identification de colonies isolées :**

✚ **L'étape d'identification du *streptococcus mutans* :**

- Elle comporte plusieurs phases :
- Observation macroscopique de l'aspect des colonies : pour chaque colonie isolée, on a vérifié ses caractéristiques macroscopiques (dimension, couleur, texture, etc.).
- Les colonies de *S. mutans* obtenues ont été de forme irrégulière ressemblant à un verre dépoli, rugueuses et entassées.
- Les colonies sont blanches, grises ou de couleur jaune et de 0,5 à 2 mm de diamètre, peuvent produire une goutte de liquide (glucane soluble dans l'eau) sur le dessus de la colonie ou une flaque de polysaccharide autour de la colonie.
- -Coloration de Gram sur les colonies et observation au microscope optique : Après 72 heures d'incubation en anaérobiose à 37°C, une coloration de Gram a été réalisée suivie d'une observation des bactéries au microscope optique à l'immersion avec objectif 100, qui montre le rassemblement de cocci en chaînes, caractéristique du genre streptococcus. (Fig. 37)
- Utilisation de l'automate Phoenix pour s'assurer de l'identification. (Fig. 38)

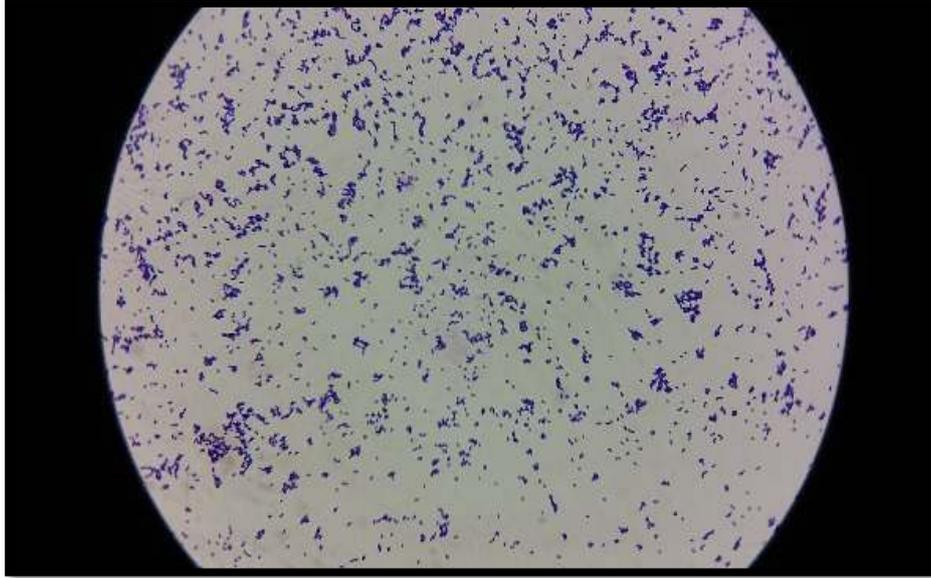


Figure 37 : Identification au microscope optique de la souche de *Streptococcus mutans* Avec l'objectif x 100. (Laboratoire de Bactériologie hôpital Ibn Sina Rabat)



a



b

Figure 38: a- Préparation de la galerie; b- mettre la galerie dans l'automate Phoenix pour l'identification. (Laboratoire de Bactériologie hôpital Ibn Sina Rabat)

- Un antibiogramme a été réalisé en vue de conforter l'identification en mettant en exergue les résistances naturelles de la bactérie.

✚ L'étape de conservation de la souche bactérienne

L'objectif de la conservation d'une souche est le suivant : dans le cadre de la durée de conservation souhaitée, maintenir la souche à conserver viable, disponible et à l'identique. La conservation doit évidemment exclure les contaminations. Selon les cas, les durées de conservation souhaitées varient de quelques jours à plusieurs années.

- Lyophilisations ou cryodessiccations : technique où on congèle la souche bactérienne avant de la déshydrater en faisant passer l'eau de l'état solide à gazeux (sublimation).

Conservation de la souche bactérienne dans des cryotubes par gelé : Dans chaque cryotube de 1,5 ml, 500 µl de bactéries et 500 µl de glycérol stock bactérien ont été mélangés ensemble et conservés au congélateur (-20 à -80 ° C). (Fig. 39)

- La souche se maintient sur un milieu de culture : les milieux de conservation. On fait végéter une souche sur un milieu de culture en la repiquant le moins souvent possible.

Nous avons utilisé les deux dernières méthodes dans le but d'une conservation à petit terme et long terme.

La croissance des bactéries a été maintenue en ajoutant un bouillon d'enrichissement spécifique (le milieu TSB)



Figure 39: Glycérol stock bactérien mélangé avec la souche bactérienne pour conservation au congélateur -80. (Laboratoire de Bactériologie hôpital Ibn Sina Rabat)

❖ Méthodes électrochimiques :

✚ Cellule et montage électrochimique :

Les expériences électrochimiques ont été effectuées dans une cellule électrochimique en verre à double paroi fermée hermétiquement Metrohm (Roucaire, Courtaboeuf, France) avec un thermostat réglé à $37\text{ °C} \pm 2\text{ °C}$. (fig.40)

Le système standard de trois électrodes a été adopté. L'électrode de travail étant le fil Ni-Ti, la contre-électrode est une grille rectangulaire en platine et l'électrode de référence est une électrode au sulfate de mercure $\text{Hg}/\text{Hg}_2\text{SO}_4/\text{K}_2\text{SO}_4$, ESM.

La cellule a été spécialement adaptée aux études de la corrosion influencée par les bactéries ou biocorrosion.



Figure 40 : Cellule électrochimique spécialement adaptée aux études de la biocorrosion. (Laboratoire des Matériaux, Nanotechnologies et Environnement faculté de science, Rabat)

En effet, pour garder la cellule stérile, toutes les ouvertures ont été scellées pour que l'air puisse passer sans contamination de la solution.

La cellule et la contre électrode étaient autoclavées pour obtenir la stérilité. L'extrémité de l'électrode de travail a été stérilisée avec la solution de glutaraldehyde à 2% pendant 1 h et rincée à l'eau distillée stérile en atmosphère stérile.

Le pH a été mesuré avec une électrode de verre tapent XC601 (Radiometer Analytique, Villeurbanne, France).

L'ensemble était relié à un Potentiostat/Galvanostat type PGZ 301 piloté à l'aide d'un ordinateur par le logiciel Volta Master 4.

La pollution de la suspension bactérienne par d'autres bactéries a été évitée grâce aux précautions prises sus citées, notamment par la stérilisation de tous nos instruments avant chaque expérimentation et en tenant compte de la pollution externe.

Techniques électrochimiques :

a. Suivi du potentiel d'abandon de l'électrode :

Le potentiel d'abandon de l'électrode (E_{OCP}) en fonction du temps a été mesuré sur une période de 24 h d'immersion dans la solution étudiée. La valeur et le signe du potentiel à circuit ouvert, dépendent de plusieurs paramètres tels que la composition du matériau, la nature et la composition de la solution électrolytique ainsi que la température du milieu. Cette technique simple apporte des informations sur l'évolution des phénomènes liés à la corrosion ou à la passivation.

Généralement, la corrosion se manifeste par une diminution du potentiel à circuit ouvert avec le temps d'immersion, alors qu'une passivation se caractérise par une augmentation du potentiel avec le temps (68)

b. Courbes de polarisation :

Le tracé des courbes de polarisations stationnaires a été réalisé après 24h d'immersion. Un balayage de potentiel a été imposé entre l'électrode de travail et l'électrode de référence d'un intervalle allant de - 1000 à 1000 mV/SCE avec une vitesse de balayage de 1 mV/s.

Cet intervalle a été choisi pour que la couche de passivation au côté anodique évolue jusqu'à la rupture. La densité de courant de corrosion (I_{CORR}) est unité de mesure de la vitesse d'une réaction de corrosion, exprimée en Ampères/m². I_{CORR} a été alors déterminée par l'exploitation des droites de Tafel (54) (58).

c. Diagrammes d'impédance :

La spectroscopie d'impédance sert à confirmer les résultats obtenus avec les courbes de polarisation et à donner plus d'informations concernant les mécanismes interfaciaux.

Elle a été mesurée régulièrement durant la période d'immersion pour juger de l'évolution de la résistance de transfert de charge (R_{ct}) en fonction du temps dans les deux solutions testées dans un domaine de fréquence allant de 100 KHz à 10 mHz, 10 points par décade, avec une amplitude de tension sinusoïdale de 10 mV.

Les diagrammes dans le plan de Nyquist ont été tracés pour déterminer R_p et caractériser le comportement de l'interface substrat/solution (87)

Toutes les expériences ont été réalisées trois fois pour chaque solution d'essai, afin de juger de la reproductibilité des résultats. Une erreur maximale de 10 % a été mesurée.

❖ **Analyse de surface**

La surface de l'arc en NiTi a été examinée à l'aide d'une microscopie optique (MO) (Leica DM 6000 M). NiTi a été immergé dans les deux solutions 1 et 2 à 37 ° C pendant 216 heures. Après cela, les échantillons ont été lavés doucement avec une solution de tampon phosphate (PBS), puis séchés avec soin et examinés.

3. Résultat et discussion

3.1. Mesures de potentiel de circuit ouvert (E_{OCP})

Les valeurs OCP obtenues à partir de l'alliage NiTi traitées dans les deux solutions à 37 ° C en fonction de temps, sont tracées comme indiqué sur la (Fig. 41). L'OCP de l'alliage NiTi traité avec la solution sans bactérie pendant 24 heures a été stabilisé à -0,641mV (vs. Hg / Hg₂SO₄), tandis que la valeur d'OCP en présence de *S. mutans* diminuait à -0,968 mV (vs. Hg / Hg₂SO₄). Ce comportement électrochimique a entraîné une augmentation de la réactivité du NiTi, ce qui pourrait indiquer une activité de corrosion supérieure en présence de biofilm bactérien (86).

Ces résultats sont en accord avec celui de Souza et al en 2013, qui ont constaté que les tests électrochimiques indiquaient une augmentation de la réactivité chimique du titane ou une augmentation de la sensibilité à la corrosion du titane en présence de biofilms. Ceci peut être expliqué de la faite qu'après la pose de l'appareillage orthodontique les microorganismes dont la *streptococcus mutans* adhèrent sur la surface des fils et les rends plus susceptible d'être

corroder. Abraham et al. En 2017 à constater avec la présence de *S.mutans* La rugosité de la surface et l'énergie libre de surface ont augmenté après 4 semaines d'exposition intra-orale pour les fils en NiTi. (88)

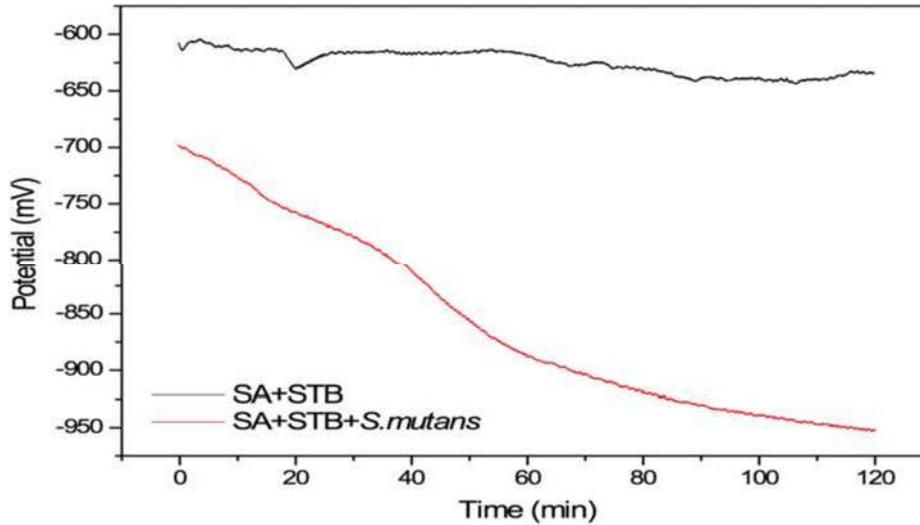


Figure 41 : Courbes OCP obtenues pour l'alliage NiTi traité dans les solutions 1 et 2 à 37°C.

3.2. Courbes de polarisation

(Fig. 42) montre les courbes de polarisation potentiodynamique pour NiTi dans les deux solutions étudiées, tandis que (Tableau 8) résume les paramètres de corrosion.

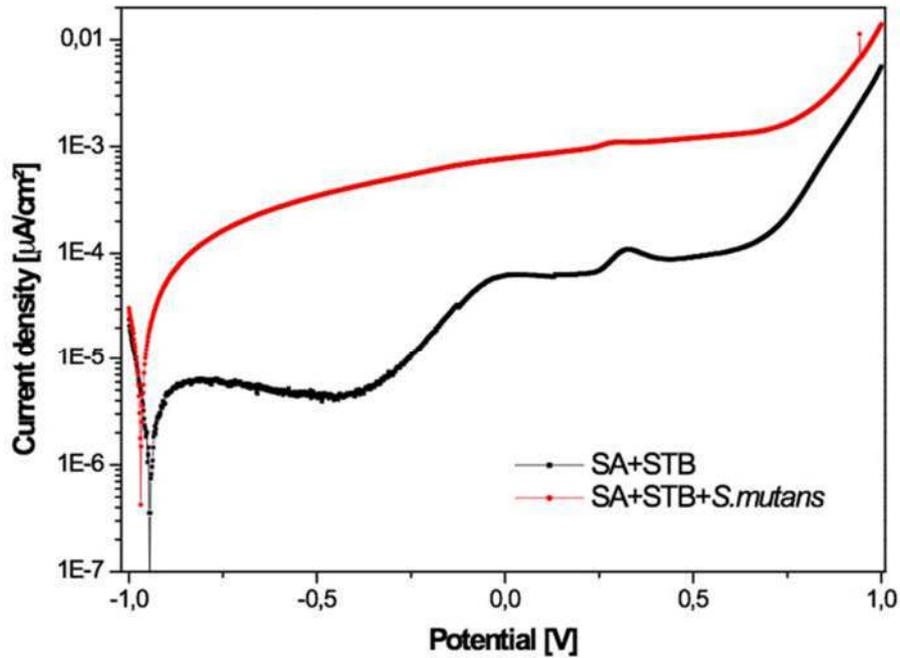


Figure 42 : courbes de polarisation potentiodynamique pour NiTi après 24h d’immersion dans les deux solutions étudiées.

D’une manière générale, dans le domaine du potentiel cathodique, on observe une compétition entre réduction de l’oxygène et réduction de l’hydrogène. Le domaine de polarisation anodique présente une augmentation monotone de la densité de courant, suggérant la dissolution de l’alliage, suivie d’un plateau. Le plateau indique la formation d’une couche de produits de corrosion, essentiellement constituée de TiO₂.

Tableau 8 : Paramètres électrochimiques de NiTi dans les deux milieux.

Paramètres électrochimiques	E _{ocp} mV vs. Hg/Hg ₂ SO ₄	I _{corr} µA.cm ²	E _{corr} mV vs. Hg/Hg ₂ SO ₄
SA + TSB	-641	4.07	-945
SA + TSB + <i>S.mutans</i>	-968	58.20	-965

Comme indiqué au tableau 7, lorsque *S. mutans* a été ajouté, le potentiel de corrosion a diminué de -945 mV vs Hg / Hg₂SO₄ à -965 mV vs Hg / Hg₂SO₄ et les valeurs de la densité

de courant de corrosion I_{corr} ont augmenté de $4,07 \mu A.cm^2$ à $58,2 \mu A.cm^2$. Ainsi, l'étude de polarisation a révélé une diminution de la résistance à la corrosion de l'alliage dentaire NiTi lorsqu'elle était immergée dans la salive artificielle en présence de *S. mutans*.

3.3. Mesures de spectroscopie d'impédance électrochimique

Les mesures de spectroscopie d'impédance électrochimique, sont l'une des techniques d'analyse importantes utilisées pour examen du comportement électrochimique des films passifs pour différents métaux et alliages étudiés dans différents milieux corrosifs. (89) (90)

La figure 43 montre les données de spectroscopie d'impédance électrochimique obtenues à partir des échantillons immergés dans les solutions 1 et 2 pendant 24 heures.

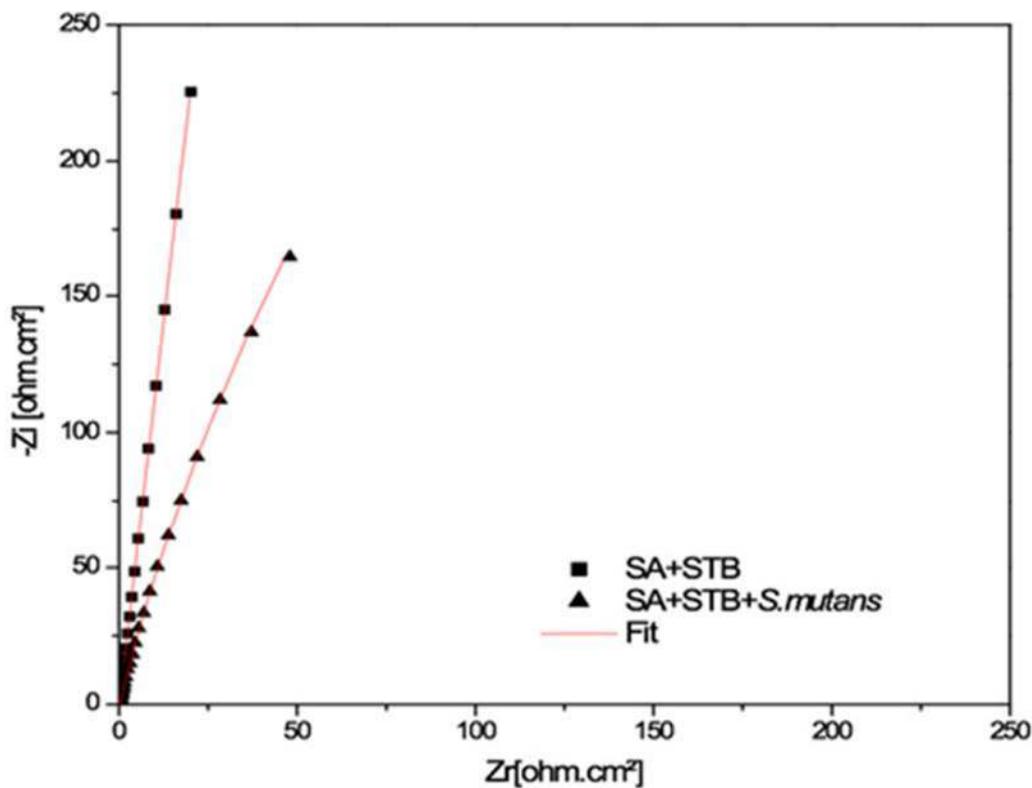


Figure 43 : Tracés de Nyquist obtenus pour l'alliage NiTi traité dans les solutions 1 et 2 à 37°C.

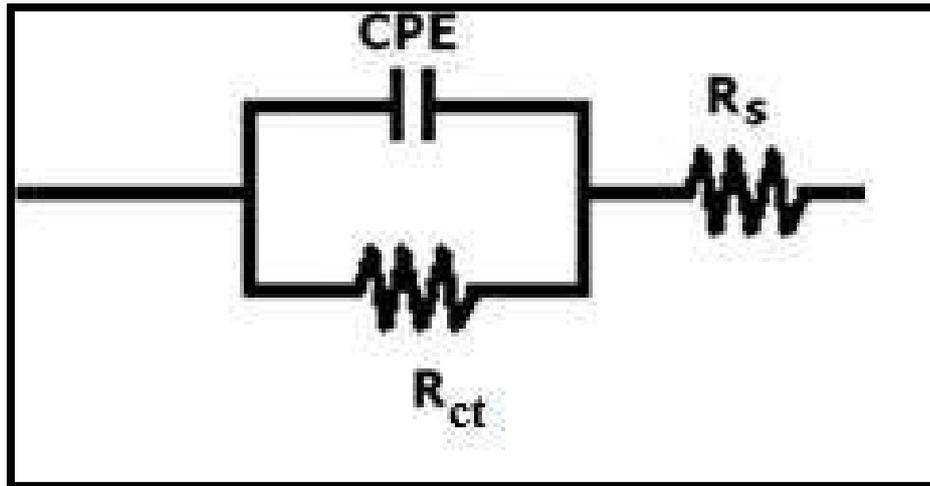


Figure 44 : Circuit équivalent électrique pour l'ajustement des données EIS.

Le diagramme de Nyquist montre un arc de condensateur monophasé dans le plan complexe, son diamètre diminuant en présence de *S. mutans*. Les paramètres d'impédance, et les dérivés des tracés de Nyquist sont donnés dans le tableau 7. La figure 44 montre le circuit électrique équivalent utilisé pour traiter les mesures EIS dans notre étude.

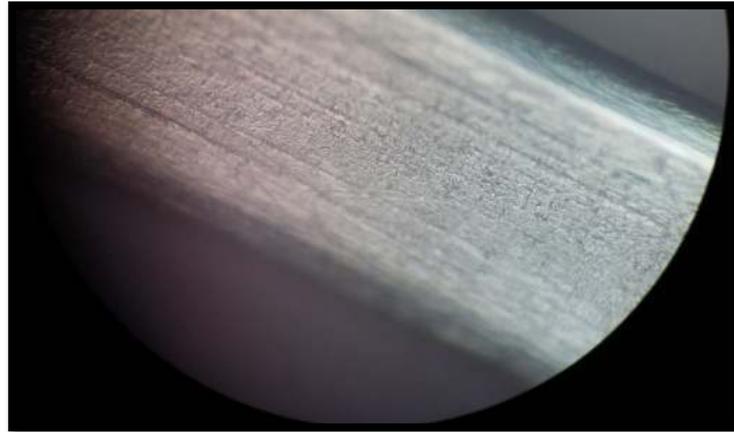
Les tests d'impédance ont confirmé les résultats de polarisation, indiquant une diminution de la résistance à la corrosion en présence de *S. mutans*. Les courbes de Nyquist de l'alliage NiTi immergé dans du SA contenant *S. mutans* montrent que la résistance de transfert de charge R_{ct} décroît de 177133 à 1826 $K\Omega \cdot cm^2$. La capacité de la valeur de la double couche C_{dl} augmente de 1,045 à 1251 $\mu F / cm^2$ (tableau 9). Conformément aux données EIS, et aux résultats des analyses de polarisation linéaire, on peut conclure que la présence de *S. mutans* accélère la vitesse de corrosion de l'alliage orthodontique NiTi, les deux méthodes électrochimiques étant en corrélation et présentant la même conclusion. Bahijeet al., en 2011 ont mené une étude similaire avec une période d'immersion de 5 heures de l'alliage NiTi dans une solution contenant la bactérie et révélant un potentiel de corrosion plus négatif. Ils ont suggéré que les caractéristiques du film passif changeaient dans le milieu et conduisaient ainsi à une diminution de la résistance à la corrosion (36). Aussi S. Maruthamuthet al. (91), et Moos et al. (92), ont montré que la croissance de micro-organismes à la surface du métal entraînait la formation de biofilm pouvant affecter le processus de corrosion du métal en produisant une phase de gel servant de barrière de diffusion et créant des cellules de concentration pour les sous-produits et les produits de corrosion.

Tableau 9 : Paramètres de spectroscopie d'impédance électrochimique de NiTi dans les deux milieux.

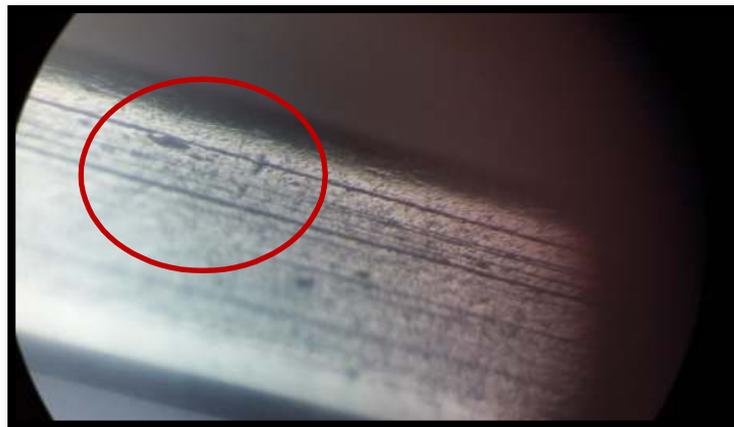
	R_s ($\Omega.cm^2$)	R_{ct} ($K\Omega.cm^2$)	C_{dl} ($\mu F/cm^2$)
SA + STB	0,35535	177 133	1,045
SA+ STB + <i>S. mutans</i>	0,16678	1 826	1251

3.4. Analyse de surface

Les résultats de l'MO sont illustrés à la Fig. 43. En présence de *S. mutans*, la surface de l'alliage dentaire immergée dans la salive artificielle pendant 216 h a présenté une corrosion par piqûre (Fig.45b), ce qui n'est pas le cas de l'alliage dentaire immergé dans la salive artificielle sans *S. mutans* (Fig.45a).



a



b

Figure 45 : Images au MO des échantillons d'alliage (a) NiTi exposé dans la SA sans *S.mutans*. (b) NiTi exposé dans la SA avec *S. mutans* pendant 216h. (Gr. x 100) (Laboratoire des Matériaux, Nanotechnologies et Environnement faculté de science, Rabat)

Dans cette étude, la surface de NiTi immergée dans la salive artificielle en présence de bactéries présentait une corrosion par piqûre. Ceci s'explique par le fait que *S. mutans* est une bactérie acidogène qui provoque une diminution du pH. Elle provoque la corrosion du matériel orthodontique et libère des ions métalliques chez les patients. Cette libération peut provoquer une allergie aux métaux ou même être toxique. Plus d'études sont nécessaires pour prouver davantage ce point. La plupart des tests de corrosion des biomatériaux sont induits par voie électrochimique. Cependant, il convient de noter que dans l'environnement hétérogène de la cavité buccale (93) (94), en plus de la micro flore buccale typique, il peut également y avoir des micro-organismes responsables de la corrosion microbiologique des métaux biomatériaux (95). En tenant compte de ce qui précède, la biocorrosion fait référence

à la détérioration accélérée des métaux en raison de la présence de biofilms sur leurs surfaces (96).

Kameda et al. (97) ont étudié l'effet de *Streptococcus mutans* et *Streptococcus sanguis* sur la résistance à la corrosion des éléments métalliques des appareils orthodontiques (acier inoxydable et NiTi). Leurs études ont montré que les micro-organismes sont capables d'induire la corrosion. Ils ont observé une biocorrosion sur les surfaces de l'acier mais pas dans le cas des appareils en alliage de titane. D'autre part, dans les travaux de Souza (86) les résultats de tests électrochimiques (résistance de polarisation d'un passif film d'oxyde de titane) réalisés en présence de *Streptococcus mutans* indiquent que les bactéries ont un effet négatif sur la résistance à la corrosion des alliages de titane. Wilson (98) a tenté d'expliquer l'idée de corrosion induite par les Streptococque oraux. À son avis, la présence de bactéries sur la surface métallique conduit à la production de régions cathodiques / anodiques, résultant dans les courants de corrosion. Cela conduit à la création d'une large gamme de produits métaboliques, tels que acides, qui peuvent réagir directement avec le métal. Les auteurs d'autres ouvrages (99) (100) (101) ont également confirmé qu'une corrosion microbienne s'est produite sous un film biologique sous forme de réactions cathode / anode.

La diminution de la résistance à la corrosion peut être due à la libération d'acide lactique à partir du métabolisme de *S. mutans* avec une concentration élevée dans le milieu environnant. Hepyukselen et al. En 2019 a étudié l'adhérence de *S. mutans* et autres espèces bactériennes au alliages dentaires avec l'utilisation de technique PCR, ils ont constaté que l'adhésion du *S. mutans* est plus abondante que les autres bactéries orales sur les fils dentaires. (96) Ce qui peut contribuer à une diminution du pH alentours. La présence de substances acides, produites par *S. mutans*, sur le titane pourrait diminuer de manière significative le pH du milieu de croissance. Ce qui stimule la biocorrosion des surfaces de titane situées en dessous et environ les biofilms.

4. Conclusion :

L'étude des phénomènes de biocorrosion est très importante. En effet, les biomatériaux sont en principe biocompatibles. Mais certaines conditions affectent négativement la résistance à la corrosion, ce qui pourrait avoir des effets secondaires. En effet les résultats de notre deuxième étude dont l'objectif était de comparer le comportement électrochimique d'un alliage dentaire NiTi dans la salive artificielle en présence et en absence d'une bactérie

cariogène « *Streptococcus mutans* » avec un temps d'immersion de 24h, ont montré que La présence de colonies de *S. mutans* à la surface des arcs orthodontiques affecte négativement la résistance à la corrosion. En effet, la diminution du pH induite par les substances acides libérées par le métabolisme de *S. mutans* peut entraîner la corrosion de fil orthodontique en nickel titane et la libération des ions d'alliage. Cela présente un risque élevé de toxicité dans l'environnement humain. Par conséquent, le maintien d'une bonne hygiène buccale et l'utilisation de méthodes adjuvantes adéquates pendant le traitement orthodontique minimise la baisse du pH et améliore la résistance à la corrosion des alliages dentaires NiTi.

*CONCLUSION
GENERALE, ET
PERSPECTIVES*

Conclusion générale et perspectives :

Dans notre présent travail, nous avons étudié les interactions entre les appareillages orthodontiques et le milieu buccal. Dans un premier lieu nous avons fait une étude qualitative de la microflore de la cavité buccale chez une population orthodontique marocaine, dans des stades différents de traitement orthodontique : avant la pose de l'appareillage orthodontique, après 1 mois et après 3mois de la pose. Dans un second lieu nous avons effectué une étude électrochimique in vitro des fils orthodontiques en Nickel-Titane en présence de la bactérie cariogène *Streptococcus mutans*.

A partir des résultats de nos études, les principales conclusions de ce travail peuvent être résumées comme suit :

- Après la pose de l'appareillage orthodontique fixe le taux de certaines bactéries a significativement augmenté c'est le cas de *Streptococcus sobrinus*, *Streptococcus mitis*, *Lactobacillus salivarius* alors que d'autres bactéries sont apparues. (*Klebsiella pneumoniae*, *Enterobacter cloacea*)
- La présence de colonies de *S. mutans* à la surface des fils orthodontiques affecte négativement la résistance à la corrosion. En effet, la diminution du pH induite par les substances acides libérées par le métabolisme de *S. mutans* peut entraîner la corrosion de fil orthodontique en nickel-titane et la libération des ions d'alliage.

Le placement d'appareillage orthodontique provoque un changement qualitatif du microbiote oral. Apparemment, il s'agit d'un effet transitoire qui dépend de l'hygiène bucco-dentaire. Ainsi pour garder la flore buccale en équilibre et améliorer la résistance à la corrosion des fils orthodontiques en NiTi, il est recommandé de :

- Maintenir une bonne hygiène orale pendant le traitement orthodontique pour minimiser la formation du biofilm et limiter le développement des bactéries cariogènes ;
- Suivre une alimentation saine et équilibrer pour ne pas diminuer le pH du milieu buccal ;
- Contrôler la population microbienne en utilisant des adjuvants de brossage (sprays antibactériens et bains de bouche) non fluorés ;

- Eviter d'altérer l'état de surface des fils, par une mauvaise manipulation, qui surajoutée à l'usure par la friction, les rend plus vulnérables à la corrosion localisée en milieu acide.

Afin de préciser les interactions entre le milieu buccal et les appareillages orthodontiques en Ni-Ti, et tenter de se rapprocher de la réalité clinique en tenant compte des principaux paramètres influençant l'équilibre de la microflore buccale et aussi la corrosion buccale d'autres études bien conçues menées dans des périodes d'investigation plus longues, un intervalle de temps plus court entre les collections et des méthodes d'analyse microbiologique plus sensibles et spécifiques sont nécessaires pour confirmer l'influence des appareillages orthodontiques fixes sur la microflore orale. Cette stratégie confirmerait s'il existe une période critique pour l'augmentation de la colonisation microbiologique après la mise en place d'appareillage orthodontiques.

En perspective, nous projetons :

- ❖ Faire une étude quantitative de la flore buccale chez les porteurs d'appareillage orthodontique ;
- ❖ Comparer le comportement électrochimique de fils en Ni-Ti avec d'autres fils couramment utilisés en orthodontie tel que les fils en acier inoxydable ;
- ❖ Mesurer le taux de Nickel libéré au cours du traitement orthodontique ;
- ❖ Etudier le comportement électrochimique de NiTi en présence d'autres bactéries cariogènes notamment *Lactobacillus*.

RÉFÉRENCES

Références

1. **Aas JA, Paster BJ, Stokel LN, Olsen I, Dewhirst FE** . Defining the normal bacterial flora of the oral cavity. *J Clin Microbiol.* 2005; 43, 5721–5732.
2. **Filoch, S. L. Wong and C.H. Sissons** Oral biofilms : Emerging concepts in Microbial Ecology. *J Dent Res* 2010; 89,8-18.
3. **Marsh P, Martin M.** Oral microbiology 5th ed. New York .Elseiver 2009, 222.
4. **Lombardo, L. Y. Ortan, O Gorgun, C. Panza, G. Scuzzo, and G. Siciliani.** Changes in the oral environment after placement of lingual and labial orthodontic appliances. *Progress in Orthodontics* 2013; 14, 28.
5. **Keyuna S. Cameron, Virginia Buchner, and Paul B. Tchounwou.** Exploring the Molecular Mechanisms of Nickel-Induced Genotoxicity and Carcinogenicity: A Literature Review. *Rev Environ Health.* 2011; 26(2), 81–92.
6. **Masako Saito, Rieko Arakaki, Akiko Yamada, Takaaki Tsunematsu, Yasusei Kudo.** Molecular Mechanisms of Nickel Allergy. *Int J Mol Sci.* 2016; 17(2), 202.
7. **Harikrishnan P, Subha TS, Kavitha V, Gnanamani A.** Microbial Adhesion on Orthodontic Ligating Materials: An in Vitro Assessment. 2013; 03,108–14.
8. **Rosentritt M, Hahnel S, Gröger G, Mühlfriedel B, Bürgers R, Handel G.** Adhesion of *Streptococcus mutans* to various dental materials in a laminar flow chamber system. 2008; 8:36–44. .
9. **Songmei Zhang, Jing Qiu , Yanfang Ren , Weiqiang Yu , Fuqiang Zhang , Xiuxin Liu.** Reciprocal interaction between dental alloy biocorrosion and *Streptococcus mutans* virulent gene expression. *J Mater Sci Mater Med.* 2016; 27-78.
10. **Marsh.** Dental plaque biofilms: communities, conflict and control. *Periodontology J.* 2011 ; 55, 16-35.
11. **Gendron R., Grenier D., Léo-François Maheu- Robert.** La cavité buccale : une source de bactéries pathogènes pour les infections à distance. *Rev Environ Health.* 2000; 37,112-120

-
12. **Carpenter, Guy H.** The secretion, components, and properties of saliva. *Annu Rev Food Sci Technol.* 2013; 4, 267-76.
 13. **Benn A M L, W M Thomson.** Saliva: an overview . *N Z Dent J.* 2014; 110, 92-6.
 14. **Jason L Brown, Johnston W, Christopher Delaney , Bryn Short , Mark C Butcher 1, Tracy Young , John Butcher, Marcello Riggio , Shauna Culshaw , Gordon Ramage.** Polymicrobial oral biofilm models: simplifying the. *J Med Microbiol,* 2019; 68(11):1573- 1584.
 15. **Marsh, P.D.** Dental plaque as a biofilm and a microbial community- implications for health and disease. *Rev Environ Health.* 2006; vol 6,12-54.
 16. **NS Jakubovics, PE Kolenbrander** The road to ruin: the formation of disease-associated oralbiofilms. *Oral Diseases.* 2010; Vol. 16, 729–739.
 17. **Arweiler NB, Netuschil L.** The Oral Microbiota. *Adv Exp Med Biol.*2016; 902:45-60.
 18. **Lazarevic, . V., Whiterson K., Hernandez D., François P. , Schrenzel J. .** Study of inter and intra individual variations in the salivary microbiota. *BMC Genomics.* 2010;11:523.
 19. **Jenkinson HF, Lamont RJ.** Oral microbial communities in sickness and in health. *Trends Microbiol.* *Trends in Microbiology.* 2006 ; 13(12):589-95.
 20. **Bonnaure-Mallet M., Chardin H., Barsotti O.** Microbiologie en odonto-stomatologie. Paris : Maloine. 2006; 132-160.
 21. **Palmer RJ Jr, Diaz PI, Kolenbrander PE.** Rapid succession within the Veillonella population of developing human oral biofilm in situ. *J Bacteriol.* 2016; 188(11): 4117–4124.
 22. **Nobbs A.H., Jenkinson H.F., and Jakubovics N. S.** Stick to Your Gums: Mechanisms of Oral Microbial Adherence. *J Dent Res.* 2011 ; 1271- 1278.
 23. **Yannick D.N. Tremblay, Skander Hathroubi, et Mario Jacques.** Les biofilms bactériens : leur importance en santé animale et en santé publique. *Can J Vet Res.* 2014 ; 110–116.
 24. **Lindhe, J.** Le manuel de parodontologie clinique : microbiologie de la maladie parodontale liée à la présence de plaque. Ed CDP. 1986; 105-133,chap.4..

-
25. **Batoni G., Pardini M., Giannotti A., Ota F., Giuca MR., Gabriele M., Campa M., Senesi S.** Effect of removable orthodontic appliances on oral colonisation by mutans streptococci in children. *Eur J Oral Sci.* 2001 ; 109(6): 388-92.
26. **BONNAURE-MALLET.** « L'immunité muqueuse ». In *Microbiologie en odontostomatologie*, 174-91. Paris : MALOINE. 2006;
27. **He, J., et al., et al.** The oral microbiome diversity and its relation to human diseases. *Folia Microbiol.* 2014; 60, 69–80.
28. **Baker, J.L., et al., et al.** Ecology of the Oral Microbiome: Beyond Bacteria. *Trends Microbiol.* 2017 ; 25, 362–374.
29. **DUCA E, DUCA M, FURTUNESCU G.** *Microbiologie médicale. 2e. (classification de R. Lancefield).* Bucarest, 1979 ; P. 320.
30. **Ferron, A.** *Bactériologie médicale Edition 2. C. et R. Journal.* 1984 ; (3, 14, 15):3-2- 15-6.
31. **Harouna Maidoukia Abdoul Razack, Alkama Mounira.** Thèse de doctorat : Etude de quelques activités enzymatiques des actinomycètes isolé de deux écosystèmes extrêmes dans le sud Algérien. Université Constantine I, 2014.
32. **BADET C., THEBAUD NB.** Ecology of Lactobacilli in the oral cavity: A review of literature. *Open Microbiol J* , 2008; 2:38-48.
33. **NISHIKAWA F., KATSUMURA S., ANDO A.** Correlation of cariogenic bacteria and dental caries in adult. *J Oral Sci.* 2006 ; 48(4) :245-251.
34. **Sutra L, Federighi M, Jouve JL.** Bactéries lactiques. In: « Manuel de bactériologie alimentaire ». Paris : Polytechnica. 1998; 235-60.
35. **VAN HOUTE, J.** Role of micro-organisms in caries etiology. *J Dent Res.* 1994; 73(7):672-681.
36. **Bahije L, Benyahia H, El Hamzaoui S, Ebn Touhami M, Bengueddour R, Rerhrhaye W, and al.** Behavior of NiTi in the presence of oral bacteria: Corrosion by *Streptococcus mutans*. 2011; 9(1):110–9.

-
37. **Barat Y, Bias G, Dautrey J, Démogé PH, Flageul F, Ingrand R, Kolf J, Loreille JP,** Dictionnaire Orthognathodontie (Orthopédie Dento-Faciale). SFODF Journal . 2007 ; 123-186
38. **P.Bassigny, F. Canal.** Manuel d'Orthopédie Dento-Faciale. Masson . 1983, 56-98.
39. **Brantley W.A, Eliades T.** Orthodontic Materials. Scientific and clinical aspects. Thieme Stuttgart; 2001; Chapters 6 and 7, 122-156
40. Broches et boîtiers auto-ligaturants Damon.bucco orthodontie. [Online] 2012 <https://www.orthodontisteenligne.com/broches-boitiers-auto-ligaturants-damon/>. (Cited: 01 12, 2019.)
41. **Lippincott Williams & Wilkins,** Materials in dentistry, principles and application. Edition, FERRACANE J.L. - 2nd. Baltimore. 2001; 221-327
42. **Nikolai, RJ.** Orthodontic Wire: A continuing evolution. Semin Orthod. 1997; 3(3): 157-165.
43. **sunil IKapila, Rohit Sachdeva.** Mechanical properties and clinical applications of orthodontic wires. American Journal of Orthodontics and Dentofacial Orthopedics, 1989; Vol 96, (2): 100-109.
44. **Burstone CJ, Goldberg AJ.** Beta titanium: A new orthodontic alloy. Am J Orthod, 1980; 77(2): 121-132.
45. **Marchal A., RAPIN C., JACQUOT B., STEINMETZ P..** Etude de la corrosion d'alliages orthodontiques en milieu salivaire: comportement en couplage galvanique. Paris : Actualités Odontologiques, Romillat. 2002 ; p.461-472.
46. **Jacobs JJ, Gilbert JL, Urban RM.** Corrosion of metal orthopaedic implants. J Bone Joint Surg Am, 1998; 80:268–282.
47. **Tatsuei Sakima M., DALSTRA M., MELSEN B.** How does temperature influence the properties of rectangular nickel-titanium wires? European Journal of Orthodontics. 2006; 28(3):282-91.
48. **Szustakiewicz B, Djerbi N, Gondy A, et al.** Comportement en milieu buccal. Orthodontie Française. 2009 ; 28(3):282-91.

-
49. **Landolt, D.** Traité des matériaux, Corrosion et chimie de surface. Librairie Eyrolles. 1997; 67-118
50. **Iijima, Masahiro, et al.** Galvanic Corrosion Behavior of Orthodontic Archwire Alloys Coupled to Bracket Alloys. *Angle Orthod.* 2006 ; 76 (4): 705–711.
51. **Toumelin-Chemla, F.** Propriétés électrochimiques des alliages métalliques utilisés en odontologie. *Encycl. Med. Chir, Odontologie.* 1998. ; 10; p 7.
52. **Marchal A., RAPIN C., JACQUOT B., STEINMETZ P.** Etude de la corrosion d'alliages orthodontiques en milieu salivaire: comportement en couplage galvanique. Paris : Romillat. 2002 ; 461-472.
53. **Landolt, D.** Corrosion et Chimie de surface des Métaux. Presses Polytechniques et Universitaires Romandes. 2003 ; P.552.
54. **Prieto, y.** Etude comparative du comportement électrochimique des alliages d'aluminium 2024 T351 et 7075 T7351 en milieu neutre de sulfate de sodium. *Indian journal of dental research*, 2012 ; Vol 21, n 2, 275- 284.
55. **Rochaix, C.** Electrochimie: thermodynamique, cinétique. Nathan – right. 1996 ; p.239.
56. **Eliades, Athanasiou A.** In vivo aging of orthodontic alloys: implications for corrosion potential, nickel release, and biocompatibility. *Angle Orthodontic* 2002 ; 72(3) : 222-37.
57. **Mohlin B, Müller H, Odman J, Thilander B.** Examination of chinese NiTi wire by a combined clinical and laboratory approach. *Eur J Orthod.* 1991; 13: 386–391.
58. **Wang J., Li N., Rao G., Han E-h, Ke W.** Stress corrosion cracking of NiTi in artificial saliva *Dental Materials.* 2011 ; vol 23, n 2, 133-137.
59. Le livre multimedia de la corrosion. Cd corrosion.[Online] , 2014 https://www.cdcorrosion.com/mode_corrosion/corrosion_caverneuse.htm.(Cited :18-07-2019)
60. **Bentahar Z, Bourzgui F, Zertoubi M, El Adioui-Joundy S.** Dégradation électrochimique des matériaux métalliques utilisés en orthodontie. *Int Orthod.* 2005; 3(1):5- 17.

-
61. **Darabara MS, Bourithis LI, Zinelis S, Papadimitriou GD.** Metallurgical characterization, galvanic corrosion and ionic release of orthodontic brackets coupled with NiTi archwires. *J Biomed Mater Res B.* 2006; 126-134.
62. **Pereira M. L., Silva A., Tracana R., Carvalho G. S.** Toxic effects caused by stainless steel corrosion products on mouse epidermal cells. *Cytobios J.* 1994; 77 (309), 73-80.
63. **Wexler, P.** Encyclopedia of toxicology. 2nd Ed. Oxford : Elsevier. 2005, 187-291
64. **Tomadiki P., Koke U., Kern R., Erdinger L., Kruger H., Kohl A.** Assessment of acute cyto- and genotoxicity of corrosion eluates obtained from orthodontic materials using monolayer cultures of immortalized human gingival keratinocytes. *Journal of Orofacial Orthopedics.* 2000 ; 61, 2-19.
65. **Hildebrand H. F., Veron C., Martin P.** Les alliages dentaires en métaux non précieux et l'allergie. *Journal de Biologie Buccale.* 1989; 17 : 227-243
66. **Steinmetz P., RAPIN C.** La corrosion des alliages dentaires: phénoménologie et exemples. *J. Actualités en Biomatériaux.* 1995 ; vol. III : 383-393.
67. **Laurent F., GROSGOGEAT B., RECLARU L. et al.** Comparison of corrosion behaviour in presence of oral bacteria. *Biomaterials J.* 2001; 22: 2273-2282.
68. **Schiff N, Dalard F, Lissac M, Morgon L, Grosogeat B.** Corrosion resistance of three orthodontic brackets: A comparative study of three fluoride mouthwashes. *Eur J Orthod.* 2005 ; 27:541–549..
69. **Crolet, J.L.** la corrosion bactérienne dans l'industrie pétrolière. ed EDP Sciences. 1998; 168-192
70. **Chang JC, Oshida Y, Gregory RL, Andres CJ, Barco TM, Brown DT.** Electrochemical study on microbiology related corrosion of metallic dental materials. *Biomed Mater Eng,* 2003; 13:281–295.
71. **Shukla C, Maurya RK, Singh V, Tijare M.** Evaluation of changes in *Streptococcus mutans* colonies in microflora of the Indian population with fixed orthodontics appliances. *Dent Res J.* 2016 ; 13(4):309–14.

72. **Kanaya T, Kaneko N, Amaike C et al.** The effect of orthodontic appliances on levels of *S. mutans*, *S. sobrinus* and microbial flora in saliva. *International Congress Series*. 2005; 189-190.
73. **Huang, C.-Y. Li, and J.-H. Jiang.** Effects of fixed orthodontic brackets on oral malodor: a systematic review and meta-analysis according to the preferred reporting items for systematic reviews and meta-analyses guidelines. *Medicine (Baltimore)*. 2018; vol. 97, no. 14.
74. **Bass C.** An effective method of personal oral hygiene. *Journal of the Louisiana State Medical Society*. 1989; vol. 106, no. 2. 57–73.
75. **Chang HS, Walsh LJ, Freer TJ.** The effect of orthodontic treatment on salivary flow, pH, buffer capacity, and levels of *mutans streptococci* and *lactobacillus*. *Aust Orthod J*. 1999; 15: 229.
76. **Kanaya T, Kaneko N, Amaike C, et al.** A study on changes in caries risk and microbial flora with the placement of edgewise appliance. *Orthodontic Waves*. 2007; 66 (2):27-32.
77. **Bahije L., Benyahia H., El Hamzaoui S. et al.** Behavior of NiTi in the presence of oral bacteria: corrosion by *Streptococcus* Salivary microbial and nonmicrobial parameters in children with fixed orthodontic appliances. *Angle Orthodontist*. 2011; vol. 81, no. 5.
78. **Kitada, K. , A. de Toledo, and T. Oho,.** Increase in detectable opportunistic bacteria in the oral cavity of orthodontic patients. *International Journal of Dental Hygiene*. 2009; vol. 7, no. 2, 121–125.
79. **Rosenbloom, N and Tinanoff, RG.** Salivary *Streptococcus mutans* levels in patients before, during and after orthodontic treatment. *Am. J. Orthod. Dentofac. Orthop.*1991; 178-198.
80. **Peros K, Mestrovic S, Anic-Milosevic S, Slaj M.** Salivary microbial and nonmicrobial parameters in children with fixed orthodontic appliances. *Angle Orthod*. 2011; 81:901-6..
81. **Angéline Antezack, Virginie Monnet-Corti.** Oral and periodontal hygiene in orthodontic patients. *Orthod Fr*. 2018; 89(2):181-190..

-
82. **Speer, C. and K. Pelz, W. Hopfenmüller, and E.-A. Holtgrave**, “Investigations on the influencing of the subgingival microflora in chronic periodontitis. A study in adult patients during fixed appliance therapy. *Journal of Orofacial Orthopedics/ Fortschritte*, 2004; 34-47.
83. **Vanishree, T., G. S. Panchmal, R. Shenoy, P. Jodalli, L. Sonde, and N. Kundapur**, Changes in the oral environment after placement of fixed orthodontic appliance for the treatment of malocclusion-a descriptive longitudinal study. *Oral Health & Preventive Dentistry*. 2017; 453-459.
84. **Nakono M.** Role of *Streptococcus mutans* surface proteins for biofilm formation. *Japanese Dental Science Review*. 2018; 54, 22-29.
85. **Kim I-H, Park H-S, Kim YK, Kim K-H, Kwon T-Y.** Comparative short-term in vitro analysis of *mutans streptococci* adhesion on esthetic, nickel-titanium, and stainless-steel arch wires. *The Angle Orthodontist*. 2014; 84(4):680–6.
86. **Souza JCM, Ponthiaux P, Henriques M, Oliveira R, Teughels W, Celis J-P, and al.** Corrosion behaviour of titanium in the presence of *Streptococcus mutans*. *Journal of Dentistry*, 2013 ; 41(6):528–34.
87. **Chaouki H., Chtaini A., El Bouadili A.** Résistance à la corrosion des alliages utilisés comme implants en milieu biologique. *Biologie & Santé*. 2006; 6 (1):37-44.
88. **Abraham KS, Jagdish N, Kailasam V, Padmanabhan S.** *Streptococcus mutans* adhesion on nickel titanium (NiTi) and copper-NiTi archwires: A comparative prospective clinical study. *Angle Orthod*. 2017; 87(3):448-454.
89. **El Hajjaji S., Lgamri A., Aziane D., Guenbour A., and al.** Study of the inhibition of the corrosion of iron steel in neutral solution by electrochemical techniques and theoretical calculations *Prog. Org. Coat*. 2000; 38 (207).
90. **M. Boudalia, Y. El bakri, S. Echihi, A. Harmaoui, J. Sebhaoui, A. Bellaouchou, A. Guenbour, M. Tabyaoui, Y. Ramli, and E. M. Essassi.** Electrochemical methods for monitoring the performance of a novel Triazole derivative as a corrosion inhibitor in the acidic medium. *Journal of Materials and Environmental Sciences*. 2017; Vol 8, Issue 6, 2094- 2104.

-
91. **Maruthamuthu S, Rajasekar A, Sathiyarayanan S, Muthukumar N, Palaniswamy N.** Electrochemical behaviour of microbes on orthodontic wires. *Current Science*, 2005; 89:988–996..
92. **Moos O, Gümpel P.** Comparison of the microbiological influence on the electrochemical potential of stainless steel between macro- and micro-areas of specimens. *Electrochimica Acta*, 2008; 54(1):53–9.
93. **Jones, D.A. and Amy, P.S.** A thermodynamic interpretation of microbiologically influenced corrosion. *CORROSION J.* 2002; 58:638–645. .
94. **Xu, L.C., Chan, K.Y. and Fang, H.H.P.** Application of atomic force microscopy in the study of microbiologically influenced corrosion. *Mater. Charact*, 2002; 48,195–203.
95. **Hansen, D.C.** Metal corrosion in the human body: The ultimate bio-corrosion scenario. *Electrochem. Soc. Interface*. 2008; 17, 31–34.
96. **Ciszewski, A., Baraniaka, M. and Urbanek-Brychczynska, M.** Corrosion by galvanic coupling between amalgam and different chromium-based alloys. *Dent. Mater.* 2007; 23: 1256–1261.
97. **Kameda, T., et al.,** Microbiologically influenced corrosion of orthodontic metallic appliances. *Dent. Mater. J.* 2014; 33, 187–195.
98. **Wilson, M., et al.** Corrosion of intra-oral magnets by multi-species biofilms in the presence and absence of sucrose. . *Biomaterials J.* 1997; 18, 53–57.
99. **Beech, I.B. and Sunner, J.** Biocorrosion: Towards understanding interactions between biofilms and metals. *Curr. Opin. Biotechnol.* 2004; 15, 181–186.
100. **Jones, D.A. and Amy, P.S.** A thermodynamic interpretation of microbiologically influenced corrosion. *Corrosion J.*, 2002; 58, 638–645.
101. **Lee, A.K. and Newman, D.K.** Microbial iron respiration: Impacts on corrosion processes. *Appl. Microbiol. Biotechnol.* 2003; 62, 134–139.
102. **Marsh, P.D.** Are dental diseases examples of ecological catastrophes? *Microbiology-Sgm*, 2003; 122-187

103. **Tanzer, J.M., Livingston, J. and Thompson, A.M.** The microbiology of primary dental caries in humans. *J. Dent. Educ.*. 2001; 1028-1037.
104. **Sofia D. Forssten, Marika Björklund and Arthur C. Ouwehand.** Streptococcus mutans, Caries and Simulation Models. *Nutrients J.* 2010; 2 (290-298).
105. **Th. C. Vizitiu, Ecaterina Ionescu.** Microbiological changes in orthodontically treated patients. *Therapeutics, Pharmacology and Clinical Toxicology.* 2010; Vol XIV, 283- 286.
106. **Hepyukselen BG, Cesur MG.** Comparison of the microbial flora from different orthodontic archwires using a cultivation method and PCR: A prospective study. *Orthod Craniofac Res.* 2019; 22(4), 354-360.

ANNEXES

Annexe 1 : Modèle du formulaire de consentement éclairé en Français

FORMULAIRE DE CONSENTEMENT

Le professeur /Docteur

(Nom) _____ (Prénom) _____, m'a proposé de participer au projet de recherche intitulé « Caractérisation des fils orthodontiques vieilliss dans le milieu buccal sous l'effet de l'adhésion bactérienne. »

Après avoir reçu oralement et par écrit toutes les informations nécessaires pour comprendre l'intérêt de cette étude, ses contraintes et ses risques éventuels, ainsi que ce qui me sera demandé de faire dans le cadre de ma participation, Après avoir pu poser les questions que je souhaitais à propos de ce projet et de ses implications sur ma prise en charge et obtenu des réponses,

Je sais que je peux retirer à tout moment mon consentement à ma participation à ce projet et cela quelles que soient mes raisons et sans supporter aucune responsabilité. Le fait de ne plus participer à ce projet ne portera pas atteinte à mes relations avec mon médecin dentiste qui me proposera, si besoin, une autre prise en charge,

Les données me concernant à l'occasion de ce projet, font l'objet d'un traitement informatique, d'une publication scientifique ou une communication scientifique dans un congrès et par les organisateurs du projet,

Mon droit d'accès et de rectification prévu par la loi peut s'exercer à tout moment auprès des responsables du projet. Les données de santé à caractère personnel peuvent m'être communiquées, selon mon choix, directement ou par l'intermédiaire d'un médecin que je désignerai à cet effet,

Je peux à tout moment obtenir des informations complémentaires auprès de mon médecin dentiste traitant

J'autorise l'utilisation des données non nominatives et des photos à des fins scientifiques, Oui Non

Pour les données photos, j'autorise la diffusion éventuelle de tous les clichés, Oui Non

Seulement des clichés intra-buccaux Oui Non

JE DONNE MON ACCORD POUR PARTICIPER E CET ETUDE

Ma signature atteste que j'ai clairement compris les renseignements concernant ma participation à cette étude Personne (s) donnant le consentement :

Signature patient ou du tuteur légal :

Signature praticien :

Annexe 2 : Modèle du formulaire de consentement éclairé en Arabe

طلب الموافقة

الأستاذ(ة)/الطبيب(ة)

الإسم العائلي _____ الإسم الشخصي _____، أقتراح علي أن أنجز بحثا تحت عنوان "تأثير
المكثريا الفموية على تاكل معدات تقويم الأسنان".

بعد أن حصلت على المعلومات الكافية شفويا وكتابة من أجل فهم ماهية الموضوع وكل ما يمكن أن يترتب عن مساهمتي به، وكذا ما يتوجب علي فعله في هذا الإطار، وبعد أن أتحت لي الفرصة لطرح الأسئلة والحصول على الإجابة، ومعرفة المسؤولية التي سأتحملها من خلال المشاركة في هذا البحث،

فأنا أعلم أنه بإمكانني وفي أي وقت سحب طلب الموافقة في هذا البحث، وذلك مهما كانت الأسباب التي أدلى بها دون تحمل أية مسؤولية. انسحابي لا يؤثر على علاقتي بطبيب(ة) الأسنان المعالج لي، والذي يمكنه أن يقترح علي تغيير في حالة الضرورة.

المعلومات التي تهمني تتم معالجتها معلوماتيا ونشرها بمجلات طبية أو عرضها بأحد المؤتمرات العلمية وذلك بواسطة أعضاء وعضوات هذا المشروع العلمي

حتى في الولوج والتصحيح في أي وقت مكفول بالقانون، وذلك بالتواصل مع أعضاء هذا المشروع العلمي. المعلومات الصحية الشخصية يمكن إطلاعها عليها باختيار مني بشكل مباشر أو من خلال طبيب(ة) الذي اختاره من أجل هذا الأمر

يمكنني في كل وقت أن أحصل على معلومات تكميلية بخصوص هذا البحث العلمي عن طريق طبيب(ة) الأسنان المعالج لي.

<input type="checkbox"/>	لا	<input type="checkbox"/>	نعم	أسمح باستعمال المعطيات والصور الغير المسماة من أجل أهداف طبية
<input type="checkbox"/>	لا	<input type="checkbox"/>	نعم	في ما يخص المعطيات المصورة، أسمح بنشر كل الصور
<input type="checkbox"/>	لا	<input type="checkbox"/>	نعم	أسمح بنشر الصور الداخل فموية فقط

أنا أو أقر على مشاركتي بهذا البحث العلمي

توقيع تأييد على فهمي لكل التعليمات المتعلقة بهذا البحث

مشاركتي في هذا البحث تأييد على موافقتي

توقيع المتبرع:

توقيع المريض أو ولي الأمر:

Annexes 4

Milieu de culture : Mitis-Salivarius Agar

But:

Mitis salivarius agar, lorsqu'il est utilisé avec la solution de Chapman tellurite (1%), est un milieu sélectif pour l'isolement des Streptocoques oraux, Streptococcus salivarius et entérocoques à partir de cultures mixtes. Il est utilisé pour la différenciation des souches viridans et aussi pour les études épidémiologiques microbiologiques de la plaque dentaire et les caries à partir d'échantillons de salive et pour les agents étiologiques de la carie dentaire.

Principe:

Ce milieu contient des agents sélectifs le cristal de violet, la tellurite de potassium et le bleu de trypan. Ces agents inhibent la plupart des bacilles à Gram négatif et la plupart des bactéries gram-positives, sauf les streptocoques. Le saccharose est ajouté dans une concentration de 5% pour être utilisé comme une source d'énergie et permettre au Streptococcus salivarius de développer des colonies plus riches que celles des Streptococcus oralis ou entérocoques.

Procédure:

Etaler l'échantillon sur une boîte de pétri contenant le Mitis salivarius agar à température ambiante et une rayure pour l'isolement de la manière habituelle. Incuber en anaérobiose dans l'incubateur CO₂ (pour la récupération de Streptococcus salivarius et mutans) pendant 48 heures à 35-37C.

Interprétation:

-Streptococcus salivarius : large colonies mucoïdes, bleu pâle et opaques, (apparence classique "goutte de cire" due à la formation de lévane à partir du saccharose). Streptococcus oralis : petites colonies bleues, plates, dures avec un centre en dôme. Streptococcus mutans : colonies bleues en relief, convexe, opaque, pâles, granulaire ayant l'apparence "en verre dépoli". Peut présenter une bulle brillante sur la surface de la colonie due à une synthèse excessive de glucanes à partir du saccharose. Streptococcus sanguis : colonies en relief, lisses, dures fixées dans la gélose.

PUBLICATIONS

Research Article

Evaluation of Changes in Cariogenic Bacteria in a Young Moroccan Population with Fixed Orthodontic Appliances

A. Marda ¹, S. Elhamzaoui,² A. El Mansari,³ K. Souly,⁴ F. Farissi,⁵ M. Zouhdi,⁴ F. Zaoui,⁶ and L. Bahije⁶

¹Research Team in Microbiology, Faculty of Medicine and Pharmacy, Mohamed V University, BP 6203, Rabat, Morocco

²Department of Microbiology Faculty of Medicine and Pharmacy, Mohamed V University, BP 6203, Rabat, Morocco

³Faculty of Dental Medicine Graduate, Mohammed V University, Rabat, Morocco

⁴Laboratory of Microbiology, Ibn Sina University Medical Center of Rabat, Rabat 10100, Morocco

⁵Research Team in Molecular Virology and Oncobiology, Faculty of Medicine and Pharmacy, Mohammed V University, BP 6203, Rabat, Morocco

⁶Department of Research in Biomaterials and Saliva Biomarkers, Department of Dentofacial Orthopedics, Faculty of Dental Medicine, Rabat-Institute, Hospital Center of Ibn-Sina, Mohammed V University (UM5) of Rabat, BP 6212, Madinat Al Irfane, Rabat, Morocco

Correspondence should be addressed to A. Marda; asmaa.marda@yahoo.fr

Received 19 July 2018; Revised 5 October 2018; Accepted 4 November 2018; Published 27 November 2018

Guest Editor: Wael Sabbah

Copyright © 2018 A. Marda et al. This is an open access article distributed under the Creative Commons Attribution License, which permits unrestricted use, distribution, and reproduction in any medium, provided the original work is properly cited.

Fixed orthodontic appliances hinder the maintenance of proper oral hygiene and result in dental plaque accumulation. Many studies report that qualitative changes in the dental flora occur after initiating the orthodontic treatment, but there is a paucity of literature on the same topic among Moroccan orthodontic patients. The aim of this study was to evaluate the changes of the oral microbial flora during the orthodontic treatment period of a young Moroccan population. *Materials and Methods.* Dental plaque samples of 18 patients, who were randomly selected before the placement of orthodontic appliances, were collected to isolate and identify the bacterial species involved using classical bacteriological methods for species' culture and identification. The reading was recorded at T0 before placement of the device. New samples were taken again one month later and then three months afterwards, where the readings were recorded as T1 and T2, respectively. The culture was made via Columbia Agar with 5% sheep blood, Todd Hewitt Broth, and Schaedler medium containing vitamin K3. Bacterial species were identified using API-20 Strep for *Streptococci* and API-20 A for anaerobic bacteria. The phoenix system was used for identification. *Results.* After three months of orthodontic treatment, the increase in the frequency of *Streptococcus sobrinus* and *Streptococcus mitis* were significant (0.01 and 0.02, respectively) as well as for *Lactobacillus* (0.03). No significant difference was recorded for other bacterial species. *Conclusion.* There is a significant qualitative change in oral microorganisms after three months of orthodontic treatment, especially for bacteria that are incriminated in caries formation.

1. Introduction

Fixed orthodontic appliances are considered to jeopardize dental health due to the accumulation of oral microorganisms that may cause enamel demineralization, which is clinically visible in the form of white spot lesions [1]. Biofilm formation on fixed orthodontic appliances occurs due to

complex interactions between yeast, bacteria, nutrients, and saliva or even serum proteins [2].

Oral *Streptococcus* is isolated in 50–80% of orthodontic patients as a common cause of decalcification due to the accumulation of cariogenic plaque around the brackets and its progression into carious lesions in such patients [3].



Mediterranean Journal of Chemistry

Available free online at www.medicchem.com

Mediterranean Journal of Chemistry 2019, 8(6), 435-440

The effect of *Streptococcus mutans* on the Corrosion Behavior of Nickel-Titanium Dental Alloys - In Vitro Study

Asmaa Marda ^{1*}, Khadija Mouflih ², Abdelkabr Bellaouchou ², Abdallah Guenbour ², Asmae Elmansari ³, Karim Souly ⁴, Mimoun Zouhdi ⁴, Fatima Zaoul ⁵, Loubna Bahije ⁵

¹ Research Team in Microbiology, Faculty of Medicine and Pharmacy, Mohamed V University, Rabat, BP 6203, Morocco

² Laboratory of Materials, Nanotechnology and Environment, Mohammed V University in Rabat, Faculty of Sciences Morocco

³ Faculty of Dental Medicine graduate, Mohammed V University, Rabat, Morocco

⁴ Laboratory of Microbiology, Ibn Sina University Medical Center of Rabat, 10100, Morocco

⁵ Department of Research in Biomaterials and Saliva Biomarkers, Faculty of Dental Medicine, Mohammed V University, Rabat, BP 6212 Morocco

Abstract: This study aimed to compare the resistance of dental alloys to corrosion in a solution containing oral bacteria named *Streptococcus mutans* (*S. mutans*). The electrochemical behavior of Nickel-Titanium (NiTi) was investigated in sterile Fusayama artificial saliva (AS) with the enrichment medium tryptic soy broth (TSB) in solution 1 and (AS) with (TSB) and bacteria in solution 2. The electrochemical procedures selected for this work were open circuit potentials (OCP), Potentiodynamic polarization (PDP), and electrochemical impedance spectroscopy (EIS). The NiTi surface was examined using optical microscopy.

After 24 hours of immersion in artificial saliva, the results have shown that NiTi revealed high corrosion reactivity in the presence of *S. mutans* and present pitting corrosion on the surface.

Keywords: *Streptococcus mutans*; Dental alloys; Nickel Titanium; Corrosion.

Introduction

Biofilms are communities of microorganisms that expand on many solid environmental surfaces of the human body ^{1,2}. Dental plaque in the oral cavity is one of the biofilms slightly studied in the human body. More than 700 different species coexist with the healthy flora of the oral cavity ². This growth in the number of microorganisms is the result of several conditions in the mouth, including pH scale, warmth and moisture ³. The oral cavity is composed of non-stable structures such as tissues that can be renewed, and stable structures such as teeth. The latter helps in the formation of dental plaque biofilms ⁴.

The tooth consists of smaller sub-environments where certain species colonize and predominate based on their metabolic requirements. The supragingival plaque which lies above the gingival line of the tooth surface consists of aerobic microorganisms that can cause caries, while the subgingival plaque, which is found below the gingival line, consists of anaerobic species that cause periodontal disease ^{3,5}.

Though specific types of acid-producing bacteria may promote the breakdown of hard tooth structures

or restorative materials such as orthodontic archwires or dental amalgams; they may also be degraded during a biocorrosion process ⁶. Among the several microorganisms present in the oral cavity, *Streptococcus mutans* is one of the essential bacteria because of its ability to convert sugar into lactic acid, and contribute to tooth decay ⁷. Moreover, an oral biofilm containing a high proportion of *S. mutans* can develop in aerobic and anaerobic environments and can be found in different habitats of the oral cavity, this species causes a decrease in pH of the oral cavity ⁸, which promotes demineralization enamel, decay and also corrosion of dental materials ⁷.

Thus bacterium is considered a robust corrosive microorganism.

In dentistry, Nickel-Titanium is the first choice for oral malocclusions and is used as a fixed dental wire because of its good resistance to corrosion, low density, and high mechanical strength. Compared to other orthodontic alloys, its Biocompatibility and super elasticity provide a light and continuous force to ensure physiological and practical teeth movements ⁹. NiTi is a material with high resistance to corrosion

*Corresponding author: Asmaa Marda
Email address: asmaa.marda@yahoo.fr
DOI: <http://dx.doi.org/10.13171/mjc861907168am>

Received May 19, 2019
Accepted June 6, 2019
Published July 16, 2019

RESUME

Nom et prénom : Asmaa MARDA

Titre : Les interactions des fils orthodontiques en NiTi avec le milieu Buccal : Etude de la microbiologie et de la Biocorrosion.

Les alliages en Nickel-Titane trouvent depuis quelques années un panel d'application de plus en plus large dans le domaine biomédical et dentaire. Leur utilisation est liée à leurs propriétés exceptionnelles telles que la superélasticité et l'effet mémoire de forme.

Etant dans un milieu électrolytique (salive) et biologique (bactéries), qui assure la conduction ionique, les alliages en Ni-Ti utilisés en orthodontie sont sujets à la dégradation par les phénomènes de corrosion. Cette tendance à la dissolution des alliages en NiTi présente des risques d'allergie ou de toxicité, ce qui risque d'influencer leur biocompatibilité.

D'autre part, le traitement orthodontique favoriserait la formation d'amas de biofilm bactérien ce qui peut provoquer un déséquilibre de la flore bactérienne.

Nous avons réalisé deux études : l'une in vivo et qui a eu objectif d'effectuer une comparaison qualitative des bactéries de la plaque dentaire, avant la pose de l'appareillage orthodontique (T0), après un mois et 3mois de la pose de l'appareillage orthodontique (T1) et (T2).

Et l'autre in vivo qui avait pour but d'étudier la résistance à la corrosion des alliages dentaires en Nickel-Titane (Ni-Ti) dans une solution contenant une bactérie orale appelée *Streptococcus mutans*.

Les résultats obtenus ont montré :

- Pour la première étude : un changement qualitatif significatif des microorganismes de la bouche après 3mois de la pose des appareillages orthodontiques, en particulier ceux qui s'appliquent dans la formation de la carie dentaire.
- Pour la deuxième étude : un effet négatif sur la résistance à la corrosion des arcs orthodontiques en NiTi, avec La présence de colonies de *S. mutans*. En effet, la diminution du pH induite par les substances acides libérées par le métabolisme de *S. mutans* peut entraîner la corrosion des structures en nickel titane et la libération d'ions d'alliage dentaire. Cela peut présenter un potentiel élevé de toxicité dans l'environnement humain.

Mots clés : Fils orthodontique en NiTi, bactéries cariogènes, *streptococcus mutans*, biocorrosion, santé buccodentaire.

-

last name and first name: Asmaa MARDA

Title: Interactions of NiTi orthodontic alloys with the oral environment: study of microbiology and biocorrosion.

In recent years, nickel-titanium alloys have become increasingly widely, used in the biomedical and dental fields. Their use is linked to their exceptional properties such as superelasticity and shape memory effect.

Being in the electrolyte (saliva), and biological (bacteria) media, which ensure ionic conduction, Ni-Ti alloys used in orthodontics are subject to degradation by corrosion phenomena. This tendency to dissolve NiTi alloys presents allergy or toxicity risks, which may influence their biocompatibility.

In addition, orthodontic treatment would promote the formation of clusters of bacterial biofilm, which can cause an imbalance in the bacterial flora.

We conducted two studies: one in vivo, which aimed to qualitatively compare plaque bacteria before the installation of orthodontic appliances (T0), after one month and 3 months after the installation of orthodontic appliances (T1) and (T2).

The other one was with the aim to investigate the corrosion resistance of Nickel-Titanium (Ni-Ti) dental alloys in a solution containing an oral bacterium called *Streptococcus mutans*.

The results showed that:

- For the initial: a significant qualitative change in the microorganisms in the mouth after 3 months of orthodontic appliance placement, particularly those that apply to the formation of dental caries.
- Latter: a negative effect on the corrosion resistance of NiTi orthodontic alloys, with the presence of *S. mutans* colonies. Indeed, the pH decrease induced by acidic substances released by the metabolism of *S. mutans* can lead to corrosion of nickel-titanium structures and the release of dental alloy ions. This can have a high potential for toxicity in the human environment.

Keywords: NiTi orthodontic wires, cariogenic bacteria, streptococcus mutans, biocorrosion, oral health.

ملخص

الاسم والنسب: أسماء امعدة

عنوان: تفاعلات أسلاك نيكل-تيتانيوم لتقويم الأسنان مع البيئة الفموية: دراسة في علم الأحياء الدقيقة والتآكل البيولوجي.

وجدت سبائك النيكل - التيتانيوم مجموعة واسعة من التطبيقات في مجالات الطب الحيوي والأسنان في السنوات الأخيرة. يرقط استخدامها بخصائصها الاستثنائية مثل المرونة الفائقة وكثيرة ذاكرة الشكل. كونها في وسط التحليل الكهربائي (اللعاب) والبيولوجي (البكتيريا)، والتي تتضمن التوصيل الأيوني، تخضع سبائك النيكل المستخدمة في تقويم الأسنان للتدهور بظاهرة التآكل. الشيء الذي يعرض لمخاطر الحساسية أو السمية، ويمكن أيضا ان تؤثر على توافق الحيوي. من ناحية أخرى، فإن علاج تقويم الأسنان من شأنه أن يعزز تشكيل كتل من الأغشية الحيوية البكتيرية التي يمكن أن تسبب خلا في النباقت البكتيرية. لقد أجرينا دراستين: واحدة في الجسم الحي والتي تهدف إلى إجراء مقارنة نوعية من البكتيريا في لوحة الأسنان، قبل تركيب جهاز تقويم الأسنان (T0)، بعد شهر واحد وثلاثة أشهر بعد التركيب أجهزة تقويم الأسنان (T1) و (T2). والآخر في الجسم الحي الذي يهدف إلى دراسة مقاومة التآكل لسبائك التيتانيوم النيكل في محلول يحتوي على بكتيريا عن طريق الفم تسمى *Streptococcus mutans*. أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها:

- بالنسبة للدراسة الأولى: تغيير نوعي كبير في الكائنات الحية الدقيقة في الفم بعد 3 أشهر من تركيب أجهزة تقويم الأسنان، وخاصة تلك التي تؤدي إلى تشكيل تسوس الأسنان.
- ابدال النسبة لدراسة الثانية: تأثير سلبي على مقاومة التآكل لأسلاك تقويم الأسنان المصنعة من النيكل-تيتانيوم، مع وجود مستعمرات *S. mutans*. في الواقع، يمكن أن يؤدي الانخفاض في الرقم الهيدروجيني الناجم عن المواد الحمضية المنبعثة من عملية التمثيل الغذائي في *S. mutans* إلى تآكل هيكل النيكل التيتانيوم وإطلاق أيوناتها. قد يمثل هذا احتمالا كبيرا للتسمم.

الكلمات الأساسية: بيلك، قويم الأسنان، نيكل، يتانيوم، والبكتيريا المسببة لتسوس الأسنان، التآكل البيولوجي، صحة الفم.

RESUME

Les alliages en Nickel-Titane trouvent depuis quelques années un panel d'application de plus en plus large dans le domaine biomédical et dentaire. Leur utilisation est liée à leurs propriétés exceptionnelles telles que la superélasticité et l'effet mémoire de forme.

Etant dans un milieu électrolytique (salive) et biologique (bactéries), qui assure la conduction ionique, les alliages en Ni-Ti utilisés en orthodontie sont sujets à la dégradation par les phénomènes de corrosion. Cette tendance à la dissolution des alliages en NiTi présente des risques d'allergie ou de toxicité, ce qui risque d'influencer leur biocompatibilité.

D'autre part, le traitement orthodontique favoriserait la formation d'amas de biofilm bactérien ce qui peut provoquer un déséquilibre de la flore bactérienne.

Nous avons réalisé deux études : l'une in vivo et qui a eu objectif d'effectuer une comparaison qualitative des bactéries de la plaque dentaire, avant la pose de l'appareillage orthodontique (T0), après un mois et 3mois de la pose de l'appareillage orthodontique (T1) et (T2).

Et l'autre in vivo qui avait pour but d'étudier la résistance à la corrosion des alliages dentaires en Nickel-Titane (Ni-Ti) dans une solution contenant une bactérie orale appelée *Streptococcus mutans*.

Les résultats obtenus ont montré :

- Pour la première étude : un changement qualitatif significatif des microorganismes de la bouche après 3mois de la pose des appareillages orthodontiques, en particulier ceux qui s'appliquent dans la formation de la carie dentaire.
- Pour la deuxième étude : un effet négatif sur la résistance à la corrosion des arcs orthodontiques en NiTi, avec La présence de colonies de *S. mutans*. En effet, la diminution du pH induite par les substances acides libérées par le métabolisme de *S. mutans* peut entraîner la corrosion des structures en nickel titane et la libération d'ions d'alliage dentaire. Cela peut présenter un potentiel élevé de toxicité dans l'environnement humain.

Mots clés: les alliages en Nickel-Titane ; biofilm bactérien ; *Streptococcus mutans* ; l'appareillage orthodontique ; Toxicité.

ABSTRACT

In recent years, nickel-titanium alloys have become increasingly widely used in the biomedical and dental fields. Their use is linked to their exceptional properties such as superelasticity and shape memory effect.

Being in the electrolyte (saliva), and biological (bacteria) media, which ensure ionic conduction, Ni-Ti alloys used in orthodontics are subject to degradation by corrosion phenomena. This tendency to dissolve NiTi alloys presents allergy or toxicity risks, which may influence their biocompatibility.

In addition, orthodontic treatment would promote the formation of clusters of bacterial biofilm, which can cause an imbalance in the bacterial flora.

We conducted two studies: one in vivo, which aimed to qualitatively compare plaque bacteria before the installation of orthodontic appliances (T0), after one month and 3 months after the installation of orthodontic appliances (T1) and (T2).

The other one was with the aim to investigate the corrosion resistance of Nickel-Titanium (Ni-Ti) dental alloys in a solution containing an oral bacterium called *Streptococcus mutans*.

The results showed that:

- For the initial: a significant qualitative change in the microorganisms in the mouth after 3 months of orthodontic appliance placement, particularly those that apply to the formation of dental caries.
- Latter: a negative effect on the corrosion resistance of NiTi orthodontic alloys, with the presence of *S. mutans* colonies. Indeed, the pH decrease induced by acidic substances released by the metabolism of *S. mutans* can lead to corrosion of nickel-titanium structures and the release of dental alloy ions. This can have a high potential for toxicity in the human environment.

Keywords: nickel-titanium alloys, bacterial biofilm, *Streptococcus mutans*, orthodontic appliance, toxicity

Structure de recherche: Equipe de Recherche en Biomatériaux et Biomarqueurs Salivaires (ERBBS)